

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO  
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS  
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRONÓMICA



**EFFECTO DEL ÁCIDO INDOL BUTIRICO EN LA PROPAGACIÓN DE  
PLÁTANO VAR. BELLACO (*Musa balbisiana* Colla) EN ECHARATE - LA  
CONVENCIÓN.**

**TESIS**

PRESENTADA POR

**GUISCEL CUTIRE ESPINOZA**

PARA OPTAR EL TÍTULO DE:  
**INGENIERO AGRÓNOMO**

CON MENCIÓN EN TROPICULTURA

PUNO – PERÚ

2013

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO  
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS  
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

**EFFECTO DEL ÁCIDO INDOL BUTIRICO EN LA PROPAGACIÓN DE  
PLÁTANO VAR. BELLACO (*Musa balbisiana* Colla) EN ECHARATE - LA  
CONVENCIÓN.**

TESIS PRESENTADA POR  
**GUISCEL CUTIRE ESPINOZA**

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE: INGENIERO AGRÓNOMO  
CON MENCIÓN EN TROPICULTURA

Aprobada por el siguiente jurado:

PRESIDENTE : \_\_\_\_\_

M. Sc. Isaac TICONA ZUÑIGA

JURADO : \_\_\_\_\_

Ing. Nora Virginia MAMANI ARANA

JURADO : \_\_\_\_\_

Ing. Humberto SERRUTO COLQUE

DIRECTOR : \_\_\_\_\_

Juan Bautista ASTORGA NEIRA, Ph D.

## DEDICATORIA

*A Dios todo poderoso por inspirar en mí la  
sabiduría, el amor a la vida y al prójimo.*

*A mis familia, a mi madre Mercedes  
Espinoza Duran por ofrecerme su apoyo, a  
mi hermano Franklin Cutire Espinoza por  
estar junto conmigo en todo momento.*

*A mis amigas y amigos que han estado  
siempre a mi lado en los momentos mas  
difíciles para brindarme su amistad sincera  
y su apoyo incondicional.*

*En memoria al periodista Ruben Aragon  
Segundo, quien tuvo fé en mí, me ofrecio su  
confianza y me alento a seguir adelante, en  
nombre de él a los periodistas con quienes  
comparti el trabajo de comunicación social  
y los estudios universitarios.*

**Guiscel.**

## AGRADECIMIENTOS

*A la Universidad Nacional del Altiplano, Facultad de Ciencias Agrarias y Escuela Profesional de Ingeniería Agronómica.*

*Al Ph D. Juan Bautista Astorga Neira, M. Sc. Isaac Ticona Zuñiga, Ing. Humberto Serruto Colque, Ing. Nora Virginia Mamani Arana, por su asesoramiento, orientaciones y su amistad durante el proceso de ejecución de la tesis de quienes quedaré eternamente agradecida.*

*Al doctor Lucio Escalante Aragon, por su compromiso y apoyo incondicional en este proceso de graduación.*

*Al Ing. Agronomo Tropical Rodolfo Prudencio, compañero y amigo, por su apoyo incondicional en la ejecución de esta investigación en el sector de Kepashiato.*

*A Kathy, Lourdes, Rosmeri, Yeni, Elvira, Irma, Sergio, Reddy, Joel, Elmer, Eber, Jorge, Gerbert, Gelder, Jaime, Wilber y demás compañeros y amigos.*

*Y, a todas aquellas personas que me apoyaron de manera directa e indirectamente para la culminación de la tesis de Investigación. Gracias por su apoyo moral.*

**Guiscel.**

## ÍNDICE GENERAL

	Pág
ÍNDICE DE TABLAS.....	vii
ÍNDICE DE CUADROS.....	viii
LISTA DE FIGURAS.....	ix
RESUMEN.....	x
INTRODUCCIÓN.....	1
CAPITULO I: PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA, ANTECEDENTES Y OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN.....	2
1.1 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	2
1.2 ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACIÓN .....	2
1.3 OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN.....	3
1.3.1 Objetivo general.....	3
1.3.2 Objetivos específicos.....	3
CAPITULO II: MARCO TEÓRICO, MARCO CONCEPTUAL E HIPÓTESIS DE LA INVESTIGACIÓN.....	5
2.1 MARCO TEÓRICO.....	5
2.1.1 Origen del platano.....	5
2.1.2 Importancia del cultivo de plátano.....	5
2.1.3 Ubicación Taxonómica .....	6
2.1.4 Descripción botánica.....	6
2.1.5 Exigencias del cultivo.....	10
2.1.6 Morfología de las musáceas.....	12
2.1.7 Sistemas de propagación.....	16
2.1.7.1 Propagación asexual.....	16
2.1.8 Plagas y enfermedades.....	23
2.1.9 Reguladores de crecimiento.....	27
2.1.10 Utilización de reguladores de crecimiento.....	31
2.1.11 Viveros.....	33
2.1.12 Costos de producción.....	37
2.2 MARCO CONCEPTUAL.....	39
2.3 HIPÓTESIS DE LA INVESTIGACIÓN .....	40
1.3.1 Hipótesis general.....	40
1.3.2 Hipótesis específica.....	41
CAPITULO III: MÉTODO DE INVESTIGACIÓN .....	42
3.1 MATERIAL EXPERIMENTAL .....	42
3.2 OBSERVACIONES A REALIZADAS.....	42
3.3 METODOLOGÍA.....	43
3.3.1 Selección de material de propagación.....	43
3.3.2 Selección de cormos para la división.....	43
3.3.3 División de cormos.....	43
3.3.4 Desinfección.....	43
3.3.5 Aplicación del enraizador.....	44

3.3.6 Sustrato.....	44
3.3.7 Análisis de suelo.....	44
3.3.8 Tinglado.....	45
3.3.9 Riego.....	45
3.4 ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	45
3.4.1 Variables.....	45
3.4.1.1 Variable independiente.....	45
3.4.1.2 Variables dependientes.....	45
3.4.2 Tratamientos.....	46
3.4.3 Diseño experimental.....	46
CAPITULO IV: CARACTERIZACIÓN DEL ÁREA DE INVESTIGACIÓN....	47
CAPITULO V: EXPOSICIÓN Y ANALISIS DE LOS RESULTADOS.....	49
5.1 Del medio experimental y material utilizado.....	49
5.2 Efecto del AIB hormona enraizadora en propagación de hijuelos de plátano.....	49
5.2.1 Altura de planta de los hijuelos de plátano.....	49
5.2.2 Numero de hojas por hijuelo de plátano.....	52
5.2.3 Peso fresco de raíces de hijuelo de plátano.....	56
5.2.4 Peso seco de raíces de hijuelos de plátano.....	59
5.3 TIEMPO DE PRODUCCIÓN DE HIJUELOS.....	63
5.4 COSTO DE PRODUCCIÓN DE HIJUELOS.....	64
CONCLUSIONES.....	66
RECOMENDACIONES.....	67
BIBLIOGRAFÍA.....	68
ANEXOS.....	72

## ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
<b>Tabla 1.</b> Caracterización del suelo utilizando de procedencia sector: Pomoreni-Kepashiato La Convención.....	45
<b>Tabla 2.</b> Clave de los tratamientos.....	46
<b>Tabla 3.</b> Análisis de varianza para D.C.A. ....	46
<b>Tabla 4.</b> ANOVA para altura de planta por dosis.....	50
<b>Tabla 5.</b> Pruebas de rangos múltiples para altura de planta por dosis.....	50
<b>Tabla 6.</b> Contraste de medias para altura de planta por dosis.....	50
<b>Tabla 7.</b> Medias para altura de planta por dosis con intervalos de confianza del 95.0%.....	51
<b>Tabla 8.</b> ANOVA para número de hojas por dosis.....	53
<b>Tabla 9.</b> Prueba de rangos múltiples para número de hojas por dosis.....	53
<b>Tabla 10.</b> Contraste de medias del número de hojas por dosis.....	54
<b>Tabla 11.</b> Medias para número de hojas por dosis con intervalos de confianza del 95.0%.....	54
<b>Tabla 12.</b> ANOVA para peso fresco de raíces por dosis.....	56
<b>Tabla 13.</b> Prueba de rangos múltiples para peso fresco de raíces por dosis.....	56
<b>Tabla 14.</b> Contraste de medias para peso fresco de raíces por dosis.....	57
<b>Tabla 15.</b> Medias para peso fresco de raíces por dosis con intervalos de confianza del 95.0%.....	57
<b>Tabla 16.</b> ANOVA para peso seco de raíces por dosis.....	59
<b>Tabla 17.</b> Prueba de rangos múltiples para peso seco de raíces por dosis.....	59
<b>Tabla 18.</b> Contraste de medias para peso seco de raíces por dosis.....	60
<b>Tabla 19.</b> Medias para peso seco de raíces por dosis con intervalos de confianza del 95.0%.....	60
<b>Tabla 20.</b> Evaluación de pesos a efecto de dosis de AIB.....	61
<b>Tabla 21.</b> Tiempo de producción de hijuelos en vivero.....	63
<b>Tabla 22.</b> Costo de producción de hijuelos en vivero para una hectárea de cultivo de platano.....	64
<b>Tabla 23.</b> Análisis de suelo.....	73
<b>Tabla 23.</b> Datos del registro de campo.....	76

**ÍNDICE DE CUADROS**

	Pág.
<b>Cuadro 1.</b> Características cualitativas de los diferentes métodos de propagación.	17
<b>Cuadro 2.</b> Dosificaciones de ROOR-HOR.....	33
<b>Cuadro 3.</b> Ingredientes activos de ROOR-HOR.....	33



## LISTA DE FIGURAS

	Pág.
<b>Figura 1.</b> Corte Transversal del cormo de <i>Musáceas</i> .....	13
<b>Figura 2.</b> Cormos (hijos) de diferentes clones de musáceas.....	18
<b>Figura 3.</b> Pasos para la división de cormos de musáceas.....	20
<b>Figura 4.</b> Propagación por ablación.....	21
<b>Figura 5.</b> Promedio de altura de plántula en cm por dosis de AIB.....	52
<b>Figura 6.</b> Promedio de número de hojas por dosis de AIB.....	55
<b>Figura 7.</b> Promedio de peso fresco de raíces en g por dosis de AIB.....	58
<b>Figura 8.</b> Promedio de peso seco de raíces en g por dosis de AIB.....	61
<b>Figura 9.</b> Ubicación política y geográfica.....	74
<b>Figura 10.</b> Croquis del emplazamiento de tratamientos en el vivero.....	75
<b>Figura 11.</b> Plátano bellaco en producción.....	77
<b>Figura 12.</b> Cosecha de cormos en campo.....	77
<b>Figura 13.</b> Cormo de planta madre.....	78
<b>Figura 14.</b> Selección y lavado de cormos.....	78
<b>Figura 15.</b> Cormo con yemas en dormancia .....	79
<b>Figura 16.</b> División de cormos.....	79
<b>Figura 17.</b> Pesado de porciones de cormos.....	80
<b>Figura 18.</b> Inmersión en fungicida.....	80
<b>Figura 19.</b> Selección y ubicación por tratamiento.....	81
<b>Figura 20.</b> Dosificación de agua por tratamiento.....	81
<b>Figura 21.</b> Dosificación de AIB por tratamiento .....	82
<b>Figura 22.</b> Inmersión de cormos divididos en AIB.....	82
<b>Figura 23.</b> Aplicación de pasta cicatrizante.....	83
<b>Figura 24.</b> Embolsado de cormos divididos tratados.....	83
<b>Figura 25.</b> Embolsado.....	84
<b>Figura 26.</b> Desarrollo de las plantas a los 30 días.....	84
<b>Figura 27.</b> Desarrollo de las plantas a los 45 días.....	85
<b>Figura 28.</b> Desarrollo de las plantas a los 60 días.....	85
<b>Figura 29.</b> Cormo dañado por el picudo negro <i>Cosmopolites sordidus</i> Germ.....	86
<b>Figura 30.</b> Presencia larva de picudo negro <i>Cosmopolites sordidus</i> Germ .....	86

## EFECTO DEL ÁCIDO INDOL BUTIRICO EN LA PROPAGACIÓN DE PLÁTANO VAR. BELLACO (*Musa balbisiana* Colla) EN ECHARATE - LA CONVENCION

### RESUMEN

La presente investigación, se ejecutó bajo condiciones de invernadero en las instalaciones del proyecto Café – Echarate, de la Municipalidad del Distrito de Echarate, La Convención, Cusco, ubicado en la zona de Kepashiato, sector Pomoreni, entre los meses de febrero y marzo del año 2013, con el objeto de evaluar el efecto del Ácido Indol Butírico en la propagación vegetativa de plátano Var. Bellaco (*Musa balbisiana* Colla) Estableciendo como objetivos específicos determinar: 1) el efecto de tres dosis de AIB hormona enraizadora en el desarrollo vegetativo y enraizamiento, de hijuelos utilizando la técnica de propagación por división de cormos. 2) el tiempo de producción de hijuelos. 3) el costo de producción de hijuelos. Luego de los análisis estadísticos y prueba de Tukey HSD al 5 % sobre el efecto de dosis de AIB, en el desarrollo de hijuelos se concluye: a) el tratamiento que presento mayor altura de plántula fue utilizando la dosis de 3.75 ml/l de AIB, con una longitud promedio de 31cm, b) el tratamiento en el cual se obtuvo el mayor número de hojas por plántula fue utilizando la dosis de 3.75 ml/l con un promedio de 4.2 hojas por plántula, c) el tratamiento con el cual se obtuvo mayor peso en fresco de raicillas por plántula en gramos fue aplicando la dosis 2.5 ml/l de AIB con un promedio de 10.4 g y d) el tratamiento con el cual se obtuvo mayor peso en seco de raicillas por plántula en gramos fue aplicando la dosis 2.5 ml/l de AIB con un promedio de 5.44 g. En suma la dosis de Ácido Indol Butírico utilizando una dosis de 3.75 ml/l estimula el crecimiento de la parte aérea y en la dosis 2.5 ml/l presenta los mejores resultados en el enraizamiento, por lo que se recomienda su aplicación dentro de estos rangos de concentración para favorecer la propagación vegetativa de plátano, consecuentemente una propagación por división de cormos favorable del plátano variedad bellaco en el ámbito de estudio. Referente al segundo objetivo, tiempo de producción de hijuelos, se estimó que la obtención de hijuelos con características adecuadas para su establecimiento en campo definitivo bajo condiciones experimentales fue de 63 días. Finalmente respecto al tercer objetivo el costo para la obtención de 1 hijuelo con el método de división de cormos es de s/. 1.60 soles por unidad y de s/. 2667.00 por hectárea, asumiendo un distanciamiento

entre plantas de 2 m x 3 m, que es inferior al costo comercializable actual de S/. 5.00 por hijuelo tradicional en el mercado local.

**Palabras clave:** Acido Indol Butírico, Bellaco, Reproducción, Cormos, Plátano.

## INTRODUCCIÓN

El cultivo del plátano, originario del sudeste Asiático, tiene actualmente importancia mundial, por su fácil consumo y aporte nutricional constituido principalmente por almidones y taninos. Cuando madura, la pulpa contiene aproximadamente 70 % de agua, es rica en carbohidratos fácilmente digeribles, contiene un bajo porcentaje de proteínas y grasas pero es buena fuente de vitaminas A, B1, B2 y C. (Wilson y Figueroa 1992). Este cultivo se desarrolla principalmente a nivel de los trópicos del mundo. En el Perú se cultiva casi en toda la franja selvática de norte a sur, abarcando algo del 71.5 % de la superficie total estimada de 152,275 has a nivel nacional (INIA, 2002).

El INIA (2002) reporta que en el país se cultivan alrededor de 152,275 ha de plátano y banano, con una producción total anual estimada para el año 2002 de 1'450,000 tn. El 71.5 % de las áreas de cultivo se localizan en la región selva, el 22 % en la costa norte (Piura y Tumbes) y un 6.5 % en diferentes departamentos del país. Aproximadamente el 90 % de la producción nacional se destina al autoconsumo y la diferencia para la comercialización regional, nacional y exportación. El principal mercado de consumo es el departamento de Lima, que absorbe el 8 % de la producción total de la selva y costa norte. Actualmente, pequeños agricultores ubicados en Piura y Tumbes están exportando banano orgánico, hacia mercados de Estados Unidos y Europa, su crecimiento en los últimos tres años ha sido significativo. En el año 2000 exportaron 856 toneladas de plátanos a los Estados Unidos y en el 2002 estas subieron a 19,080 toneladas (1.3 % de la producción nacional) por un valor FOB de US\$ 8'761,049; hacia finales del 2002, las áreas certificadas de banano orgánico fueron 2,350 ha, con más de 3,000 agricultores involucrados en esta actividad y una demanda de 876,200 jornales al año, dedicados al manejo agronómico del cultivo se caracteriza mayormente por utilizar prácticas culturales ineficientes y por el uso de semillas de baja calidad, que no conducen al máximo potencial de producción en racimos. La mayor parte de la producción no alcanza los estándares de calidad que demanda el mercado, principalmente el de exportación, donde el rango oscila y sólo un 30 a 50 % es calificado como fruta de primera, limitaciones que requieren ser solucionadas y que son parte del presente trabajo de investigación.

## **CAPITULO I: PLATEAMIENTO DEL PROBLEMA, ANTECEDENTES Y OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN**

### **1.1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA**

En la región del Cusco, provincia de La Convención, distrito de Echarate, en la zona productora de Kepashiato, se conduce una extensión aproximada de 300 has de platano var. bellaco, un cultivo tradicional que se destina mayormente al consumo humano, pero últimamente los agricultores vienen produciendo para el mercado local y regional siendo un producto que tiene una demanda ascendente. No obstante, que el principal problema que confronta su cultivo, es la escasa disponibilidad de semilla, además de la presencia de plagas y enfermedades que son transmitidas por malas prácticas al momento de la propagación.

Bajo esta premisa se desarrolla el presente ensayo planteando las siguientes interrogantes de investigación:

¿Cuál será la mejor dosis de AIB hormona enraizadora en el desarrollo vegetativo y enraizamiento?

¿Cuál será el tiempo de producción de hijuelos utilizando el método de propagación por división de cormos?

¿Cuál será el costo de producción de hijuelos con el método de propagación por división de cormos?

### **1.2. ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACIÓN**

En esta región se han ensayado previamente algunos métodos de producción rápida de hijuelos de Banano FHIA 23, (Mora, 2010), utilizando la técnica de inducción por estaca mediante la inserción de una estaca al pseudotallo del plátano a la edad de 6 a 8 meses, con resultados discutibles, por la escases de estacas y el riesgo de diseminación de plagas y

enfermedades en los hijuelos procedentes de estos semilleros. En Puno Ticona, I. (1996), ejecuto un trabajo titulado “influencia del tamaño de hijuelo en la propagación de plátanos variedad morado en Puno - Perú”, en la que se determinó que el tamaño del hijuelo en la propagación vegetativa de plátano no se traduce en diferencia significativa en cuanto al tamaño y la reproducción.

Con estos antecedentes el presente ensayo propuso superar las técnicas de propagación tradicional del plátano utilizado en el área, que se basa en la extracción de hijuelos de plantas en producción, donde existe un alto riesgo de diseminación de plagas y enfermedades, ausencia de selección y desinfección del material de propagación, baja calidad y riesgo de pérdida de plantas.

Aspectos que se abordan y procuran superar con el presente estudio de propagación y evaluación del método de división de cormos en plátano var. bellaco (*Musa balbisiana* Colla) que emerge como un tema importante a investigar en la provisión y disponibilidad de alternativas de solución a los problemas que se generan en la etapa reproductiva del plátano, así como en la mantención de la calidad productiva de los linajes existentes en el área y proveer a los agricultores bananeros del valle, con alternativas viables para mejorar las técnicas de reproducción del plátano, como una opción practica asumible para quienes cultivan mayoritariamente la variedad bellaco ya que la zona presenta parámetros edafoclimaticos muy óptimos para este cultivo.

### **1.3. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN**

#### **1.3.1. Objetivo general**

Evaluar el efecto del Ácido Indol Butírico en la propagación por división de cormos en plátano Var. Bellaco (*Musa balbisiana* Colla), en Echarate - La Convención.

#### **1.3.2. Objetivos específicos**

Determinar el efecto de cuatro dosis de AIB hormona enraizadora en el desarrollo vegetativo y enraizamiento.

Determinar el tiempo de producción de hijuelos utilizando la técnica de propagación por división de cormos.

Estimar el costo de producción de hijuelos con la técnica de propagación por división de cormos.

## **CAPÍTULO II: MARCO TEÓRICO, MARCO CONCEPTUAL E HIPÓTESIS DE LA INVESTIGACIÓN**

### **2.1. MARCO TEÓRICO**

#### **2.1.1. Orígen del platano**

Wilson y Figueroa (1992) mencionan que el plátano (*Musa spp*), es un frutal nativo del sudeste asiático, probablemente originario de una región situada entre la India y el este de la península de Malaya. Se considera a la India y Filipinas como dos sub centros activos de domesticación. La selección de material vegetativo de propagación por el hombre primitivo se hizo a partir de los clones poseedores de frutos superiores en sabor y tamaño.

#### **2.1.2. Importancia del cultivo de platano**

Para el INIA (2002) el plátano y banano (*Musa spp*) en el Perú, son cultivos que se caracterizan por ser una valiosa fuente alimenticia para el consumidor y un importante factor de seguridad alimentaria para el productor y su familia, especialmente en la selva. Además de generar ingresos permanentes para los agricultores, el plátano constituye una “caja chica” para financiar otras actividades agrícolas, se estima en 147,987 el número de familias que dependen directamente e indirectamente de este cultivo a través de cadenas productivas. Por otro lado la variedad de plátano bellaco, es consumido mayormente cocido o en frituras, en verde o maduro; entre las principales variedades comerciales está el “Bellaco” y el “Inguiri”, diferentes al tipo banano que es consumido en fruta de mesa, destacando entre estas últimas las variedades comerciales como el seda, Cavendish, Gross Michel, Isla, Moquicho y Capirona, (INIA, 2002).

Según los reportes de la Oficina de Información Agraria - OIA - DRAC del MINAG, (MINAG, 2012), el cultivo del plátano en los valles del Cusco, alcanzan un rendimiento promedio de 6350 kg/ha (6.35 tn/ha.), que está por debajo del rendimiento promedio nacional. Para mejorar esta situación y fortalecer las capacidades de los productores, en la



región cusco se vienen desarrollando inversiones a través de los gobiernos locales. En los distritos Santa Ana y Echarate se viene trabajando para incrementar un promedio de 389.5 hectáreas de cultivo, con 128,000 plantas/año.

### 2.1.3. Ubicación taxonómica

Según Cronquist (1983), la clasificación taxonómica del plátano es la siguiente:

Reyno	Vegetal
División	Magnoliophyta
Clase	Liliopsida
Orden	Escitaminales
Familia	Musaceae
Género	Musa
Sección	Eumusa
Especie	<i>Musa balbisiana</i> Colla
Nombre común	“Plátano, banano”.

### 2.1.4. Descripción Botánica

#### a) La Planta

Rojas (2006) señala que el plátano *Musa balbisiana* Colla no es un árbol, sino una megafobia, una hierba perenne de gran tamaño. Como las demás especies de *Musa*, carece de un tronco verdadero. En su lugar, posee vainas foliares que se desarrollan formando estructuras llamadas pseudotallos, similares a fustes verticales de hasta 30 cm de diámetro basal que no son leñosos y alcanzan hasta 7 m de altura.

#### b) El Cormo

Según Figueroa y Wilson (1992) el cormo es un órgano subterráneo cónico o simétrico, está formado por muchos entrenudos cortos y nudos, a partir del cual se originan grupos de 3 a 4 raíces, en la parte apical del cormo se forman hojas, que al inicio constituyen un cono sólido que se deriva de la zona meristematica, que a su vez dará lugar a tejidos que se diferenciarán en la inflorescencia. Un cormo bien desarrollado puede tener de 25 a 40 cm

de diámetro y pesar de 6.0 a 12.0 kg de acuerdo al clon y a la edad de la planta; los cormos que se usan en las siembras comerciales para la reproducción pueden pesar de 0.5 a 5 kg.

El cormo, comúnmente denominado cepa, produce una yema vegetativa que sale de la planta madre y sufre un cambio anatómico y morfológico de los tejidos, al crecer diametralmente forma el rizoma que alcanza una altura considerable ya que al dar origen a la planta, en la zona interna del cormo se forman las raíces y yemas vegetativas que serán los nuevos retoños o hijos. Cada planta nace en forma de brote y crece en la base de la planta madre o tallo principal de la cual depende para su nutrición hasta cuando produce hojas anchas y se auto abastece (UNALM, 2013).

Martínez (1998) menciona que el cormo que se siembra inicialmente es denominado comúnmente planta madre, cuyas yemas laterales darán origen a los brotes dominados hormonalmente por la planta madre que no permite la producción de hojas con folíolo hasta que ocurra el cambio en su meristemo de vegetativo a reproductivo, los cormos se utilizan como semilla asexual o para reemplazar a la planta madre, una vez que ésta produce el racimo.

### **c) La Raíz**

Martínez (1998) al referirse a las raíces de las especies del género *Musa* menciona que se originan en el cambium del cormo, formando grupos de 3 o 4 que crecen horizontalmente y muy cerca de la superficie del suelo. Estudios sobre las raíces de las musáceas por este autor encontraron que existe una gran diferencia entre las raíces del banano y las del plátano. En banano, el 0.32 % son raíces primarias, el 22.40 % son secundarias y el 77.29 % son terciarias, y en el plátano en cambio el 0.68 % son primarias, el 53.44 % son secundarias y el 45.88 % son terciarias. Igualmente, en el banano 97.7 % de las raíces secundarias están ocupadas por raíces terciarias, mientras que en el plátano solo lo están el 66.1 %.

Según lo anterior, el banano es más resistente que el plátano a factores como la sequía y posiblemente es una de las razones por las cuales no existen diferencias significativas en el peso de los racimos en ciclos continuos de producción. Igualmente, la reducción de longitud de las raíces y en especial la baja proporción de raíces terciarias en el plátano, hacen que el banano tenga una mayor productividad que el plátano, las raíces del banano

son muy superficiales y el 90 % de ellas se encuentran en los primeros 0.30 m del suelo. El desarrollo radicular es también seriamente afectado por la textura del suelo y es un factor a tener en cuenta cuando se aplica riego. En suelos franco arenosos el desarrollo radicular es muy superior y lo que es más importante, explora mayores profundidades que cuando el cultivo está ubicado en un suelo franco arcilloso, esta es la razón por que el cultivo ubicado en suelos francos resiste mejor la época de pocas lluvias que en los suelos franco arcillosos (Martínez, 1998).

#### **d) Pseudotallo**

Figueroa y Wilson (1992) mencionan que el pseudotallo, es la parte aérea de la planta formada por vainas envolventes de las hojas. El verdadero tallo aéreo que se eleva del cormo lleva numerosas hojas y termina en la inflorescencia. El meristemo situado en el ápice central del cormo, produce las hojas que se despliegan sucesivamente en forma helicoidal. Estas hojas primero tienen forma de escamas (sin limbo desarrollado), luego son lanceoladas (con limbo estrecho) y al final hojas normales (con limbo bien desarrollado).

La forma y altura que alcanza el pseudotallo varía según el cultivar; es ligeramente cónico, casi cilíndrico y alcanza hasta más de 5 m en el plátano “seda”; corto, grueso y marcadamente cónico en el “cavendish enano”. El pseudotallo da apoyo a la planta y tiene la capacidad de almacenar reservas amiláceas e hídricas, además, permite a la planta alcanzar mayor altura y elevar el nivel de las hojas que captan la luz solar. (Figueroa y Wilson 1992).

Martínez (1998) refiere que el tallo es un cormo subterráneo, del cual se originan las raíces y los pecíolos de las hojas y en conjunto forma el pseudotallo, el cual llega a medir hasta 4 m de altura.

#### **e) Pecíolos**

Según Martínez (1998) los pecíolos dan origen al folíolo, el cual es pequeño y alargado en los estados juveniles de la planta y posteriormente llega a medir hasta 1 m; en la parte superior del cormo está ubicado el meristemo principal que produce inicialmente las hojas (34 a 36 hojas desde el transplante del colino o hijuelo aguja) para posteriormente producir el racimo. Este último se comunica con el cormo a través de una estructura tubular

denominada raquis y es el encargado de transportar el racimo por el centro del pseudotallo hasta hacerlo emerger en la parte superior de la planta.

#### **f) Hojas**

León (1987) menciona que la hoja del plátano, a mitad de la edad de crecimiento de la planta es de forma ovada u oblonga, con el ápice obtuso y un lado ligeramente mayor que el otro, estudios efectuados por este autor, sugieren que mantener 8 hojas en la planta, son suficientes para obtener un desarrollo normal del racimo hasta la cosecha. El número normal de hojas al momento de la floración debe ser de 12 a 13 hojas funcionales. El potasio y el magnesio son los elementos que tienen mayor efecto en la duración funcional de la hoja.

El INTA (1967) Indica que las plantas de plátano poseen diferentes formas de hojas, que sirven para estimar las etapas morfológicas y fenológicas del cultivo. Se distinguen tres partes; vaina, pecíolo y lámina.

#### **g) Inflorescencia**

El INTA (1967) reporta que la yema floral es corta y cónica, cuyo cambio en el punto de crecimiento marca el inicio del crecimiento del tallo verdadero que luego al permanecer a ras del suelo, se convierte en un tallo aéreo que crece por el centro del pseudotallo. Las células de la yema floral continúan creciendo longitudinalmente y hacia arriba por la parte central del pseudotallo hasta emerger por la parte superior de la planta. Durante el crecimiento dentro del pseudotallo los brotes florales se diferencian e inician su desarrollo, tal que al emerger la bellota o inflorescencia ya están diferenciados los brotes florales con el número de dedos y manos, siendo que las flores femeninas y masculinas quedan expuestas, las primeras agrupadas en grupos de dos filas apretadas y sobrepuestas, se conocen con el nombre de “mano” y su distribución en forma helicoidal a lo largo del eje floral; al conjunto de flores femeninas agrupadas en manos se conoce con el nombre de “racimo”.

#### **h) Racimo**

Martínez (1998) menciona que al emerger el racimo viene protegido por unas hojas modificadas llamadas brácteas, generalmente de color rojo, que al desprenderse van

descubriendo los grupos de flores tanto masculinas como femeninas, formándose a partir de estas últimas los frutos partenocárpicos.

### **i) Fruto**

León (1987) menciona que el fruto es una falsa baya, que se desarrolla partenocárpicamente, mediante el aumento en volumen de las paredes de las tres celdas del ovario de las flores pistiladas. Los óvulos abortan y se ennegrecen y al mismo tiempo los tejidos del pericarpio incrementan su grosor, la forma y el color del fruto a la madurez son variables según el clon; existen frutos de color amarillo, rojo bronceado, listado de amarillo, morado, verde, etc. El tamaño varía de 7 a 30 cm de largo y hasta 5 cm de diámetro, la parte comestible del plátano es un tejido parenquimatoso, con alto contenido de carbohidratos. Al centro del fruto se localiza la placenta y los óvulos ennegrecidos, los tres lóculos que forman el ovario, se pueden separar longitudinalmente por sus planos de unión.

### **2.1.5. Exigencias del Cultivo**

Según el INIFAP (2003) el cultivo del plátano presenta las siguientes exigencias edafoclimáticas:

#### **a) Limite Latitudinal**

Las condiciones climáticas adecuadas para el cultivo se ubican entre las latitudes de 30° norte y 30° sur del Ecuador, pero los óptimos se dan entre 0° a 15° dentro de la región tropical.

#### **b) Altitud**

Los cultivares de plátano prosperan desde el nivel del mar hasta 300 metros con buena precipitación, temperatura y suelo adecuados, las zonas comprendidas entre los 0 y 300 m sobre el nivel del mar son adecuados para el cultivo, sin embargo el plátano se adapta en alturas de hasta 2,200 m.s.n.m., siendo las variaciones de altitud hacia arriba prolongan el

ciclo biológico. En Canarias por cada 100 m de elevación el ciclo de vida se prolonga en 45 días y en Jamaica por cada 70 m las plantas alargan su vida en 76 días.

### **c) Precipitación y humedad**

Aproximadamente de 85 % al 88 % del peso de la planta de plátano está constituida por agua y requiere de un suministro adecuado durante todo el año, variable de 100 a 180 mm de agua por mes. La precipitación óptima es entre los 2,000 y 3,000 mm, con una buena distribución durante el año, Cuando no se cuenta con esta distribución, es necesario suministrar riego en los meses secos.

### **d) Transpiración**

La transpiración de las hojas de plátano es muy alta, tal que si de un numero de 12 hojas 8 estarían sometidas a insolación con un área foliar de 30 cm cuadrados; el consumo diario de agua por planta alcanzaría de 30 a 35 litros en días soleados, de 24 litros en días medio nublados y de 12.5 litros en días nublados.

### **e) Temperatura**

El plátano requiere de temperaturas relativamente altas que varían de 20 °C a 30 °C con una media de 28 °C. Temperaturas menores o mayores causan retraso en el desarrollo y daños a la fruta. Con temperaturas prevalentes menores a 10 °C el crecimiento se detiene, el látex del pericarpio se coagula y toma una pigmentación café claro, en las venas subepidérmicas (acanelamiento) y los frutos no maduran de manera normal.

### **f) Tipo de suelo**

Los suelos más aptos, son los de naturaleza aluvial de los valles costeros, con textura arenosa pero con suficiente arcilla y limo para retener el agua. La textura siempre debe estar ligada a la estructura. Los suelos con textura arcillosa pueden ser adecuados si tienen una estructura migajosa ó granular. Las texturas de suelo más recomendables para este cultivo son desde franco arenosos muy finos hasta francos arcillosos. El porcentaje de arcilla no debe ser mayor del 40 % ni menor al 20 %. El suelo debe tener una profundidad

mínima de 1 m, sin nivel freático o capas endurecidas a esta profundidad. Es de suma importancia que el suelo tenga un buen drenaje.

#### **g) Reacción del suelo**

Las condiciones de pH del suelo ideal para el plátano es de 6 a 7.5 (ligeramente ácido a ligeramente alcalino), sin embargo el cultivo prospera en suelos con pH de 5 a 8. Terrenos con pH alcalino y altos contenidos de carbonato de calcio provocan clorosis en las plantas.

#### **h) Vientos**

Los plátanos toleran vientos hasta de 40 km/hora, corrientes de 20 a 30 km/hora producen un leve desgarre en las hojas que no afectan el rendimiento, pudiendo provocar doblamiento de las plantas, vientos con una velocidad mayor a los 50 km/hora pueden producir desenraizamiento y doblamiento de la planta, causando pérdidas entre el 60 al 100 % de la cosecha. A nivel mundial se estima una pérdida de cosecha por efecto de vientos es del 20 al 30 %.

#### **i) Luminosidad**

La actividad fotosintética aumenta rápidamente cuando la luminosidad varía entre 2,000 y 10,000 lux (hora luz/año), bajo condiciones de baja luminosidad el ciclo vegetativo se alarga y pasa de 8.5 meses en plantaciones bien expuestas a la luz, hasta 14 meses en las plantas que crecen en condiciones de sombra.

### **2.1.6. Morfología de las musáceas**

Martínez et al. (2002) mencionan que desde el punto de vista de la taxonomía los plátanos y bananos se ubican dentro de la familia botánica de las musáceas, genero *Musa*, son consideradas como hierbas estoloníferas perennes, con ausencia de semillas viables en la mayoría de los casos que limitan su propagación sexual. Debido a esta característica su reproducción es estrictamente vegetativa, mediante uso de hijos o retoños; lo cual implica que la obtención de "semilla" de calidad sea difícil y requiera de un mayor tiempo y esfuerzo (Belalcazar 1991; Simmonds 1973).

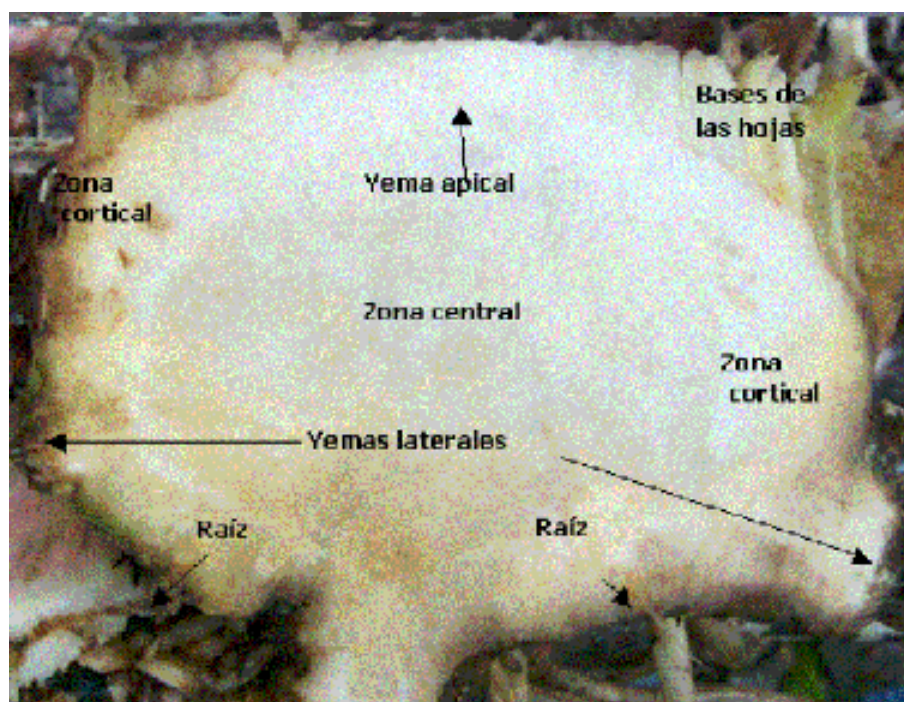
Las musáceas según Belalcazar (1991) y Simmonds (1973) se caracterizan por presentar dos etapas importantes durante su desarrollo:

**a) Etapa de desarrollo vegetativo**

Donde el tallo verdadero es corto y subterráneo, con entrenudos extremadamente cortos y nudos pequeños en la intercepción de las bases de los pecíolos de las hojas, donde se ubican las yemas vegetativas que darán origen a los retoños o hijos. La tasa de desarrollo de éstos es afectado por la dominancia apical existente en la planta madre.

**b) Etapa de diferenciación floral y producción**

Fase donde cesa el desarrollo vegetativo con evidente culminación de la emisión foliar y se originan cambios fisiológicos que permiten la ruptura de la dominancia apical. Se inicia la formación de estructuras florales y la consecuente formación del racimo, con emergencia o elongación del tallo subterráneo que se convertirá en tallo aéreo. En esta etapa se observa el mayor desarrollo de los hijos o retoños.



**Figura 1.** Corte Transversal del corno de *Musáceas*



En ambas etapas se define el origen de la conformación de los hijuelos, que podrán ser utilizados como reemplazo de la planta madre o como nuevos individuos de producción, evento y fisiología de conocimiento necesario por el productor, para comprender mejor el principio de las técnicas de propagación mediante la estructura básica del cormo.

La Figura 1, presenta un corte longitudinal de un cormo de plátano, apreciándose en la parte superior cómo las bases de las vainas de las hojas se encuentran dispuestas una sobre otra, formando una bóveda que recubre y protege la yema central o apical (meristemo), responsable de la actividad vegetativa y productiva de la planta madre.

En el punto de intercepción de cada base de las vainas, ubicado en el nudo, se origina la yema lateral que puede estar fisiológicamente activa o latente y su desarrollo permitirá la emisión de los hijos. El número de estas yemas y el estado fisiológico que presentan (activa o latente), dependerá del tipo de clon a utilizar (plátano o banano), tamaño y edad del cormo, entre otras. Su desarrollo está controlado por un conjunto de procesos fisiológicos que incluye posiblemente reguladores del crecimiento capaces de inhibir la activación, desarrollo y crecimiento de estas yemas, mientras que la yema apical se encuentre en crecimiento activo, el cual ha sido denominado "efecto de dominancia apical" y cesa al momento de producirse la cosecha o cuando la yema apical es destruida por el hombre o por fenómenos naturales (inundaciones, sequías), entre otros. (Belalcazar 1991).

### **c) Ritmo mensual de emisión de hojas**

Según Méndez et al. (2002) si se tiene en cuenta el tipo de hoja de una platanera, éstas se podrían clasificar como sigue:

- Hojas escama: son las primeras hojas y se caracterizan por la ausencia de limbo. Se forman y desarrollan desde que se diferencia el hijo en el interior de la planta madre hasta el estado en que alcanza una altura de unos 10 cm sobre el suelo.
- Hojas espada: son las hojas cuyos limbos son muy estrechos y asemejan en su ancho al de una espada. Son hojas “no funcionales”.
- Hojas lanceoladas: son aquellas hojas cuyos limbos se insertan en el peciolo en forma de V ó ángulo agudo. Se considera que la primera hoja lanceolada es aquella cuyos dos semilimbos miden más de 10 cm, tipificándose a la misma como (H 10). Estas hojas se

consideran funcionales para realizar la fotosíntesis; su número y emisión están controladas por la planta madre.

- Hojas ortogonales: Son aquellas hojas cuyos limbos se insertan en ángulo recto en el peciolo. Con la primera hoja ortogonal se considera que el hijo es independiente de la madre y se le conoce como (H O).
- Hoja bracteal: es una hoja de transición de la planta del estado de hoja al de floración. Se distingue de las demás hojas porque es muy pequeña y suele acompañar al racimo. En ocasiones se denomina también hoja capote.

Para Galán (1992) en las fases de desarrollo de la platanera y la formación de las hojas se debe destacar lo siguiente:

- La fase de retoño dependiente, también llamada juvenil, se caracteriza por la emisión de hojas cortas y estrechas (lanceoladas) de dimensiones crecientes.
- La fase de retoño independiente, comienza con la emisión de la primera hoja adulta de limbo bien desarrollado, fácilmente reconocible en el sub grupo “Cavendish” por la aparición de un ángulo sensiblemente recto en la base del semilimbo izquierdo y también por ser la 1ª hoja adulta del limbo con la relación foliar mínima del cultivar correspondiente. Suele aparecer entre la hoja 13 y 20 y su aparición está más relacionada con el desarrollo que con el crecimiento (Se produce antes si cesa la dominancia del “pie madre” bien por causa de la recolección o de cualquier accidente que cause la separación del mismo). Se llama también hoja origen y se cita como H O, Hm o bien Fo ó Fm (H = hoja; F = feuille u hoja).
- Los estudios efectuados por diversos investigadores señalan claramente que a mayor intervalo de hojas emitidas entre H 10 (1ª hoja de ancho mayor de 10 cm) y H O, corresponde a la planta con un mayor racimo y lo ideal es que se produzca 8-9 hojas. La razón principal estriba en que si se produce la independencia del hijo muy rápidamente, este aún no posee suficiente desarrollo radicular (en fase de retoño dependiente depende de las raíces de la planta madre) y se produce un desequilibrio de crecimiento entre el sistema foliar y radicular que repercutirá negativamente sobre la producción. Esto implica que las plantaciones de primer ciclo sin fase de retoño dependiente sean normalmente, de menor rendimiento que las del segundo o tercer ciclo.

- El número total de hojas producidas en los subtrópicos para los cultivares de subgrupo Cavendish, según Galán (1992), supera a partir del 3<sup>er</sup> ciclo las 40 hojas situándose en torno a las 43-46 hojas a partir del 4<sup>o</sup> ciclo (34-52 a nivel de extremos). Entre el momento en que se produce la diferenciación floral y la emergencia de la inflorescencia restan aun por emitirse al exterior entre 10 y 13 hojas. (Galán, 1992).

### **2.1.7. Sistemas de propagación**

#### **2.1.7.1 Propagación asexual**

La UNALM (2013) señala que muchas plantas tienen la capacidad de reproducirse asexualmente, ya sea por regeneración de órganos vegetativos como raíces y tallos o por semillas apomícticas. Estas últimas son semillas con embriones donde el origen es totalmente materno y provienen de tejido diploide que rodea el saco embrionario. Entre las desventajas de la reproducción asexual se tiene la desaparición del genotipo que actúa frente a los cambios ambientales desfavorables. Muchas plantas que se reproducen asexualmente, utilizan intermitentemente la reproducción sexual, esto es para producir nuevos genotipos de modo que pueda ocurrir la selección natural.

Martínez et al. (2002) indican la evidencia observada en la propagación comercial de las musáceas que obedece sólo a métodos asexuales, existiendo sistemas o técnicas que varían esencialmente de acuerdo con el tipo y disposición de infraestructura, costos y capacitación técnica necesaria. Siguiendo a Martínez et al. (2002), se resume de manera sencilla una descripción de los sistemas más utilizados en la propagación del plátano (Cuadro 1), tomando en consideración que aún cuando la técnica citada esté basada en fundamentos muy sencillos, deberá tomarse en cuenta las normas elementales de asepsia para su ejecución, con el fin de evitar en lo posible la contaminación de otros materiales y nuevas áreas de siembra.

**Cuadro 1.** Características cualitativas de los diferentes métodos de propagación

Características	Sistema						
	Tradicional	División cormos	División brotes	Ablación	Cormitos	PPS*	Vitroplantas
Desinfección del material	Ausente	Mediana a alta	Mediana a baja	Mediana a baja	Mediana a alta	Mediana alta	Alta
Riesgo diseminación plagas	Alto	Mediana a baja	Mediana	Mediana	Mediana a baja	Baja	Baja
Selección material	Poco	Alta	Mediana	Mediana	Mediana a alta	Mediana a alta	Alta
Calidad Material producido	Baja	Alta	Mediana	Mediana	Alta	Alta a mediana	Muy alta
Relación corno planta producida	1:1	1:6	1:4	1:4	1:3	1:4	1:100
Eficiencia producción	Baja	Mediana a alta	Mediana	Mediana	Mediana	Mediana a alta	Alta
Costo venta Bs. Año 2003	150-200	500-600	200	200	150-200	-----	850
Infraestructura básica necesaria	Ninguna	Canteros	Ninguna	Ninguna	Canteros	Ninguna	Laboratorios e invernaderos
Riesgo perdida planta	Mediana a alto	Mediana a baja	Mediana	Mediana	Mediana a baja	Mediana a baja	Baja
Potencial productivo	Sujeto a selección	Mediana alta	Mediana	Mediana	Sujeto a selección	Sujeto a selección	Alto
Tiempo requerido	Siembra inmediata	40-45 días	60 días	50 días	40 días	-----	Mayor de 2 meses

PPS\* propagación y producción simultanea

**a) Propagación tradicional (uso de hijos o retoños)**

Martínez et al. (2002) Indican que la mayoría de los pequeños productores utilizan un sistema de siembra caracterizado por la escasa o ninguna aplicación de prácticas culturales básicas (riego, fertilización, control de malezas y plagas, entre otras), destacando el hecho de que las plantas se encuentran bajo libre crecimiento, por ausencia de labores de desahije, con el consecuente incremento del índice de competencia entre ellas. Esto refleja un perfil bajo en el mantenimiento de las plantaciones, afectando directamente el rendimiento y sus componentes, la calidad del producto final y la formación de retoños o hijos de reemplazo utilizados para dar continuidad a los sucesivos ciclos del cultivo o para extender la superficie de siembra, por consiguiente, el material de propagación utilizado en este sistema proviene generalmente de la misma plantación y bajo las consideraciones anteriores que reflejan condiciones de extrema competencia por agua, luz y nutrimentos entre plantas, haciendo evidente que el desarrollo y crecimiento de las futuras plantas madres sea afectado. Sin embargo, al realizar periódicamente las labores de desahije, equivalente a una "cosecha de hijos", se puede incrementar la calidad de estas semillas, las cuales deberán ser sometidas a una selección previa, como se ilustra en la Figura 2.



**Figura 2.** Cormos (hijos) de diferentes clones de musáceas

Martínez et al. (2002) indica que la eficiencia del sistema, expresado a través de la tasa de propagación de hijos es baja, estimándose que la producción de hijos en una hectárea puede proveer "semilla" solo para sembrar una superficie entre 1000 a 2500 m<sup>2</sup>.

Sandoval et al. (1991) señala que existe el riesgo en la diseminación de plagas y enfermedades.

El sistema tradicional de propagación es el más antiguo utilizado en musáceas y está estrechamente relacionado con la historia del mismo, logrando trascender de una generación a otra sin mayores cambios; no obstante, se recomienda la desinfección antes de la siembra, tanto de las herramientas de trabajo como de los cormos, para asegurar el éxito relativo de la práctica (Martínez et al. 2002).

#### **b) Propagación por División de Cormos (plantas jóvenes y/o cosechadas)**

Martínez et al. (2002), señalan que esta técnica ha sido utilizada en diferentes países, en Venezuela fue aplicada por primera vez por Haddad et al. (1994) con notable éxito. A partir de este momento ha sido adoptada como alternativa de propagación rápida y masiva, pudiendo ser aplicada a cormos provenientes de plantas jóvenes o recién cosechadas. Para su aplicación es necesario ubicar e identificar las yemas presentes en el cormo, lo cual permitirá que el sistema sea altamente eficiente.

A continuación se describe de forma general los pasos a seguir para su aplicación, siguiendo a Haddad et al. (1994) son:

**Selección del material.**- se recomienda el uso de cormos aparentemente sanos y vigorosos; y el número de plantas a generar dependerá del tamaño del mismo, por lo que los cormos pequeños no son recomendados.

**Limpieza y lavado.**- a los cormos seleccionados, se les remueve los restos de tierra utilizando abundante agua y con un cuchillo se eliminan las raíces y las partes del cormo que se encuentren afectadas por daños causados por plagas o microorganismos además de la porción aérea (hojas y parte de pseudotallo), dejando sólo una porción (figura 3) que permita sujetarlo con la mano (Martínez et al. 2002).

**Desinfección.**- se prepara una solución de cloro y agua a una concentración de 5 ml por litro de agua, en la cual se sumergen los cormos durante tres minutos para su desinfección. De igual manera, las herramientas utilizadas para realizar los cortes deben ser desinfectadas con cloro antes de usarlos en el próximo corte.

Cabe destacar que este proceso de desinfección es el más práctico y económico en el campo y es considerado como parcial, pudiéndose utilizar otros productos químicos de amplio espectro, que obviamente incrementarían los costos operacionales y el cuidado extremo en su manipulación.



**Figura 3.** Pasos para la división de cormos de musáceas

**c) Propagación por División de Brotes (plantas jóvenes y/o cosechadas)**

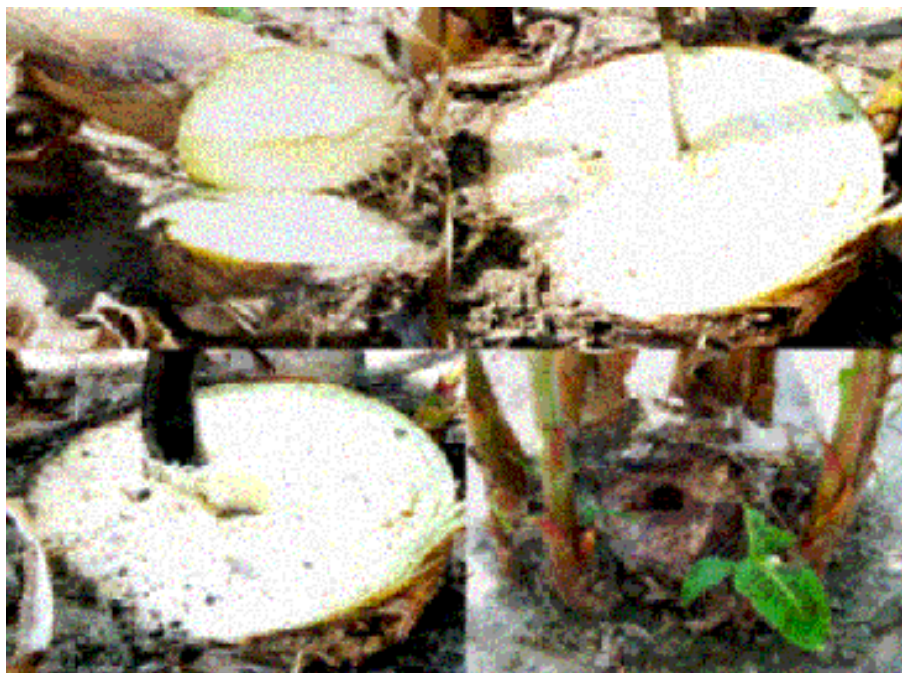
Martínez et al. (2002) manifiestan que esta técnica es considerada como una variante del sistema tradicional anterior y de igual forma pueden utilizarse cormos provenientes de plantas jóvenes o recién cosechadas. La metodología utilizada por Adelaja (1995) indica que el cormo se divide en 4 a 8 porciones (asegurándose que cada sección posea por lo menos una yema), que son sembradas en canteros, los cuales deberán de emitir nuevos brotes a partir del día 15, en ese momento estos brotes son divididos cada uno en cuatro partes, que son tratados y sembrados exactamente como el conjunto del cormo original. En muchos casos, algunos de estos brotes divididos producen meristemas múltiples, que pueden ser separados y sembrados. A través de esta variante se puede obtener más de 500 retoños de un solo cormo en un periodo de ocho meses.



**d) Propagación por Ablación (ruptura o eliminación) de la yema central**

Martínez et al. (2002) señalan que la "ablación de la yema central" consiste en eliminar la yema apical con el fin de "romper" la dominancia apical para inducir la activación de las yemas laterales y producir mayor número de hijos por cormo, tanto en plantas cosechadas como en plantas jóvenes, que pueden permanecer en el campo o ser llevadas a vivero luego de ser sometidas a una selección previa para mejor control (Figura 4), el número de hijos generados dependerá de varios factores como el tipo de clon, condiciones fisiológicas de la planta, condiciones climáticas, entre otras.

Experiencias a nivel de campo con el clon de plátano ‘Hartón enano’ indican que puede obtenerse un promedio de cinco hijos aptos para la siembra directa en campo, en un periodo de 3,5 meses. Tanto la división de cormos como la ablación son consideradas herramientas útiles para la propagación masiva, no requieren de equipos especiales o insumos que puedan llegar a incrementar los costos y el fácil manejo fácil por el productor. La figura 4, muestra el procedimiento de ablación de la yema central de cormos de musáceas que incluye: (a) el corte del pseudotallo, (b) la ubicación centro pseudotallo, (c) girar y profundizar el machete para eliminar la yema apical y (d) los brotes de hijos originados de la activación de yemas laterales.



**Figura 4.** Propagación por ablación



**e) Propagación mediante el uso de Hijuelos o Cormitos (variante de la ablación de yema central)**

Martínez et al. (2002) señalan que el peso de los cormitos no debe ser menor de 150 g y para reducir el riesgo de diseminar plagas a otras áreas se recomienda pelarlos antes de la siembra cuidando remover sólo las raíces y la capa superficial de la corteza, tratando de mantener la conformación original del mismo. El momento de ser llevadas a campo, estará determinado por la presencia de cuatro hojas verdaderas y una altura de 20 a 25 cm. A través de esta técnica se obtiene una reducción en los costos de aquellos productores que deseen renovar o incrementar su área de siembra, sobre todo aquellos que se encuentran en áreas de difícil acceso.

Grisales (1994) señala que el desarrollo de las plantas madre en campo se estimula exponiendo y aporcando el cormo de plantas sanas y vigorosas. Al iniciarse los brotes, los retoños de 3 a 5 cm de altura, con un peso promedio de 200 a 250 g se separan de estos cormos y son sembrados en bolsas de polietileno conteniendo un suelo rico en humus, colocándose posteriormente en sombra parcial, aplicando una vez al mes 5 g de nitrógeno y riego en forma regular. Las plantas pueden ser transplantadas después de dos meses, cuando tengan entre tres a cuatro hojas desarrolladas.

**f) Propagación a través de "Vitroplantas"**

Martínez et al. (2002) indican que este método de propagación por vitroplantas se caracteriza por su capacidad para generar gran cantidad de plantas para la siembra a mediano plazo con estado fitosanitario relativamente óptimo. A partir de un ápice es posible lograr en el lapso de un año, centenares de plantas libres de nematodos, hongos, y de algunos virus y bacterias en comparación con el sistema tradicional (Sandoval et al. 1991). A nivel comercial, se basa en el uso exclusivo del meristemo o yema central para la propagación in vitro.

Este sistema presenta igualmente gran ventaja cuando se desea realizar intercambio de plantas (germoplasma) o siembra de musáceas en áreas relativamente nuevas. Pero el tipo, cantidad de insumos e infraestructura necesaria para garantizar un ambiente aséptico, incrementan los costos operativos y consecuentemente, los costos del producto (plántulas) en relación con los sistemas de propagación antes mencionados. Ello constituye una de las

principales desventajas para su uso masificado, principalmente entre los pequeños y medianos productores (Grisales 1994).

#### **g) Propagación y Producción Simultánea (PPS)**

Martínez et al. (2002) indican que el sistema de propagación y producción simultánea (PPS) fue diseñado y validado experimentalmente en el campo experimental CENIAP-INIA y tiene como funciones básicas la propagación de materiales de Musáceas y la producción de frutos simultáneamente. Se basa en: (1) establecimiento de un plantel de plantas madres provenientes de cultivo in vitro, con el fin de disminuir al mínimo la posibilidad de incidencia de plagas y enfermedades, (2) manejo de alta densidad de siembra, donde la mitad de la población es destinada para el establecimiento del cultivo y la otra para la producción de "semillas" y (3) la inducción de brotes laterales con ablación de la yema central.

### **2.1.8. PLAGAS Y ENFERMEDADES**

A continuación se describen las plagas y enfermedades más comunes que afectan al cultivo del plátano según el INIFAP (2003).

**a) Picudo Negro, (*Cosmopolites sordidus* Germ).**- Es una plaga del suelo, cuyas larvas se alimentan del cormo, en donde forman galerías que originan una reducción del peso y de la calidad de la fruta; miden de 10 - 15 mm, viven libremente, en la base de la mata o asociados con los residuos del cultivo, son activos de noche y susceptibles a la desecación, algunos de ellos pueden moverse a una distancia de 25 m durante un periodo de 6 meses, vuelan raramente y su diseminación ocurre principalmente a través del material (Cormos) infestado de la plantación. Muchos adultos viven un año, pero algunos pueden sobrevivir hasta cuatro años, en substratos húmedos, pueden sobrevivir sin alimentarse durante varios meses. La mayoría de los huevos son puestos entre las vainas foliares y en la superficie del rizoma, las plantas recién paridas y los residuos del cultivo son los lugares favoritos del "picudo negro" para la oviposición. Es así que las larvas emergentes se alimentan preferiblemente dentro del rizoma, pero también pueden atacar el tallo verdadero y

ocasionalmente el pseudotallo. Se han registrado pérdidas de más de 40 % del cultivo debido al “picudo negro”. Los ataques de este insecto, interfieren con la emergencia de las raíces, matan las raíces existentes, limitan la absorción de nutrientes, reducen el vigor de las plantas, demoran la floración y aumentan la susceptibilidad a plagas. Para detectar el nivel de infestación, se usan trampas del tipo sándwich o pseudotallo largo, que se preparan utilizando pseudotallos de plantas recientemente cosechadas. Se distribuyen al azar 12 trampas por hectárea, se les agrega 5 g de insecticida nematicida y se revisan semanalmente; si el número promedio de picudos por trampa es igual o superior a cinco, se efectúa el control químico. Que es el método más difundido para controlar picudos, pero si no se hace de manera ordenada, puede causar efectos negativos como inducción a la resistencia, emergencia de plagas secundarias, reducción de las poblaciones de insectos benéficos, problemas ambientales y de salud humana.

Siendo el control cultural, es muy valioso para prevenir el establecimiento del picudo negro y es el único medio comúnmente disponible mediante el cual los pequeños productores con recursos limitados pueden reducir las poblaciones establecidas. La colocación de trampas con pedazos de pseudotallos puede ser eficaz para reducir poblaciones de picudos negros adultos; el saneamiento del cultivo (destrucción de los residuos) elimina los refugios y sitios de desarrollo reduciendo su población. Por otro lado control biológico se realiza mediante la utilización de agentes biológicos como los Artrópodos (escarabajos depredadores, tijeretas, hormigas), Hongos entomopatogenos (*Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*) y Nematodos entomopatogenos (*Steinernema spp* y *Heterorhabditis spp*); que pueden convertirse en agentes importantes en el desarrollo de estrategias integradas para el manejo del “picudo negro”.

**b) Nematodo barrenador, (*Radopholus similis* (Cobb) Thorne).**- Los nematodos atacan y destruyen el sistema radical de las plantas, lo cual se refleja en un raquitismo general y menor peso de los racimos. Los ataques, además de la destrucción de las raíces, propician la pudrición del cormo y el volcamiento de las plantas con racimo en desarrollo. Las infestaciones crónicas disminuyen gradualmente el rendimiento y acortan la vida productiva de una plantación. Por su mayor nivel poblacional y capacidad destructiva destacan los géneros de nematodos *Radopholus*, *Helicotylenchus* y *Meloidogyne*, sin

embargo, su nivel de daño varía dependiendo del manejo de cada plantación y de algunas condiciones particulares, como el tipo de suelo. Estas plantas con ataque de nematodos tienen un sistema radical escaso, con un raquitismo general y producción de fruta pequeña, plantas débilmente ancladas que son susceptibles a ser derribadas por el viento debido al peso del racimo. La diseminación de los nemátodos es a través de cormos infestados y agua de riego. En plantaciones ya establecidas, el combate de nematodos es a base de nematicidas aplicados al suelo o en el agua de riego, en combinación con prácticas culturales que eviten la caída de las plantas afectadas, como el apuntalamiento de las plantas recién florecidas.

Es determinante realizar un estima poblacional para elegir el tipo de control a utilizar y evitar gastos innecesarios que reducen la rentabilidad del cultivo (INIFAP, 2003).

**c) Sigatoka Negra, (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet).**- Es la enfermedad foliar más importante del plátano a nivel mundial. En México, se presentó por primera vez en 1981 en Tabasco y Chiapas y se dispersó al resto de los estados productores. En el Estado de Colima por ejemplo se le detectó en 1989, ocasionando pérdidas en la producción hasta en un 50 %, incrementando los costos de producción, debido a que su control está basado en el uso de agroquímicos. La “sigatoka negra”, se caracteriza por la presencia de manchas en las hojas que destruyen parcial o totalmente el área fotosintética. Puede atacar plantas de cualquier edad, pero daña más aquellas que están próximas a la floración o durante el periodo de floración hasta la cosecha. Una planta con esta enfermedad produce racimos con fruta más corta, delgada y de menor peso, que puede madurar durante el transporte. Cuando el ataque es severo, la fruta madura en el campo, antes de alcanzar su grado de corte, provocando una pérdida total. El periodo de mayor daño de la enfermedad en Colima México estuvo estrechamente relacionado con la época de lluvias (junio a octubre) y con la formación de roció sobre las hojas (noviembre a enero) y la menor incidencia de “sigatoka negra” se registró en los meses de febrero a mayo. Dentro de los factores del suelo y de manejo del cultivo que favorecen el ataque y permanencia de la enfermedad, son referidos aquellos suelos con mal drenaje, no aptos para el cultivo y de alto contenido de arcilla; a los que se suman la sobrepoblación, la deficiente ejecución del deshoje de saneamiento, el control deficitario de malezas, la inadecuada nutrición de las plantas; son condiciones que

aunadas a lluvias continuas y temperaturas que fluctúan entre 25°C y 35°C, son responsables de los efectos devastadores de la enfermedad diseminándose de una región a otra, principalmente mediante el uso de hojas infectadas que se utilizan para proteger los racimos durante su transporte a los centros de consumo ó de hijuelos para establecer nuevas plantaciones. También el viento puede transportar el hongo de una plantación a otra y el agua de lluvia dentro de la misma planta ó hacia otras plantas vecinas por salpicadura o escorrentía. Según el INIFAP (2003) el muestreo de la enfermedad, permite detectar con oportunidad el estado de desarrollo de la enfermedad, para determinar cuándo y con qué producto se debe controlar a fin de evitar aplicaciones innecesarias, recomendando las siguientes formas de control:

**Control integrado;** la “sigatoka negra” se combate a través de un manejo integrado, basado principalmente en el control químico y con el apoyo de algunas prácticas de cultivo como el deshoje ó saneo, desahije, control de malezas, mantenimiento de buen sistema de drenaje y fertilización.

**Control Cultural;** se recomienda realizar una serie de prácticas de cultivo orientadas a disminuir la fuente de inóculo dentro de la plantación, en general a reducir las condiciones micro ambientales que favorecen la infección y desarrollo de la enfermedad (deshoje o saneo, desahije, mantenimiento de drenes, control de malezas y fertilización).

**Control Químico;** el hongo de la “sigatoka negra” se controla químicamente con la aplicación permanente de fungicidas sintéticos, se recomienda alternar los productos, de acuerdo a su modo de acción, a la severidad de la enfermedad y la época del año; aunque no existen programas estrictos, para alternar la aspersion de los fungicidas este procedimiento es recomendable para evitar la resistencia del hongo.

**Control Genético;** según Pérez (1996) la resistencia genética es la más económica y segura vía de control de la “sigatoka negra”. En Cuba ha sido introducido y estudiado diferentes clones entre ellos: FHIA-01, 02, 03, 18 y SH 3436. Los cuales muestran diferentes niveles

de resistencia horizontal a “sigatoka negra”, período más largo de evolución de los síntomas desde raya a manchas necróticas además de una reducida producción de inóculo.

## **2.1.9. REGULADORES DE CRECIMIENTO**

### **a) Fitohormonas**

La UNALM (2013) señala que las fitohormonas pertenecen a cinco grupos conocidos de compuestos que ocurren en forma natural, cada uno de los cuales exhibe propiedades importantes en la regulación del crecimiento en plantas. Se incluyen al etileno, auxina, giberelinas, citoquininas y el ácido abscísico, cada uno con su estructura particular y activos a muy bajas concentraciones dentro de la planta. Mientras que cada fitohormona ha sido implicada en un arreglo relativamente diverso de efectos fisiológicos dentro de las plantas y secciones cortadas de éstas, el mecanismo preciso a través del cual funcionan no es aun conocido. Debido al aparente efecto de las fitohormonas sobre una gama de respuestas fisiológicas dentro de la planta, el destino de estos compuestos después de la cosecha resulta de interés considerable. Desafortunadamente, las técnicas para la medición de las fitohormonas, especialmente auxina, giberelinas, citoquininas, etileno y ácido abscísico, son relativamente complicadas además, pocos estudios han monitoreado a las cinco hormonas en forma concurrente y como consecuencia, aún no está disponible un retrato claro acerca de las alteraciones generales en la post cosecha. Típicamente, una y ocasionalmente dos fitohormonas son juzgadas en un estudio, más importante aún, la interpretación de los resultados de la mayoría de los estudios se complica por los procedimientos de aislamiento y/o cuantificación empleados. Frecuentemente no se emplean estándares internos durante el aislamiento y se apoya en los bioensayos para medir la actividad relativa de los aislados impuros. Aún cuando se cumplan los prerequisites esenciales de aislamiento y cuantificación, se debe asumir que la hormona no está secuestrada en un 'pool' en alguna parte dentro de la célula (por lo que la ruptura durante el aislamiento diluiría la concentración) y que todos los tipos de células que componen el órgano, como por ejemplo una fruta, contienen cantidades idénticas de hormona. Ambas son asunciones algo dudosas. Por lo tanto, incluso cuando se encuentre una correlación

cercana entre la concentración bruta y el evento fisiológico específico, el significado preciso se mantiene cuestionable.

Sobre las fitohormonas AGROBETA (2002) Señala que la fitohormonas también llamadas hormonas vegetales, son aquellas sustancias químicas producidas por algunas células vegetales en sitios estratégicos de la planta. Son compuestos orgánicos, diferentes de los nutrientes, que en pequeñas cantidades y por la naturaleza o el arreglo particular de su molécula fomentan, inhiben o modifican el desarrollo de las plantas y que en dosis más altas los afectarían. Las fitohormonas regulan procesos de correlación, es decir que, recibido el estímulo en un órgano, lo amplifican, traducen y generan una respuesta en otra parte de la planta. Las hormonas vegetales controlan gran número de eventos ontogenicos, entre ellos el crecimiento de las plantas, la caída de las hojas, la floración, la formación del fruto y la germinación. Una fitohormona interviene en varios procesos y del mismo modo todo proceso está regulado por la acción de varias fitohormonas. Existen fenómenos de sinergismo, antagonismo y balance hormonal que conducen a una regulación precisa de las funciones vegetales, lo que permite solucionar el problema de la ausencia de un “sistema nervioso” en las plantas. Son reguladoras de los procesos de correlación es decir que, recibido el estímulo en un órgano, lo amplifican, traducen y generan una respuesta en otra parte de la planta mediante los procesos de:

**Sinergismo;** la acción de una determinada sustancia se ve favorecida por la presencia de otra.

**Antagonismo;** consiste en que el aumento por encima de cierto nivel de la concentración de un elemento reduce la absorción de otro.

**Balance cuantitativo;** la acción de una determinada sustancia depende de la concentración de otra.

Según el modo de acción si promueven o inhiben determinados procesos según AGROBETA (2002) se puede diferenciar entre:

- Las que promueven una respuesta, existen 4 grupos principales de compuestos que ocurren en forma natural, cada uno de los cuales exhibe fuertes propiedades de regulación del crecimiento en plantas, incluyen los grupos principales: auxinas, citocininas, giberelinas y etileno.

- Entre las que inhiben una respuesta se incluyen: el ácido abscísico, morfactinas y retardantes del crecimiento.

### **b) Auxinas**

Según Weaver (1990) la auxina, es un término genérico que se aplica al grupo de compuestos caracterizados por su capacidad para inducir la extensión de las células de los brotes. Algunas auxinas son naturales y otras se producen sintéticamente. Se asemejan al Ácido Indol Acético (AIA), por los efectos fisiológicos que provocan en las células vegetales, el más importante de los cuales es la prolongación. Por lo general, estos compuestos son ácidos de núcleo cíclico insaturado o derivados de ellos. Los precursores de las auxinas son compuestos que se pueden transformar en auxinas dentro de la plantas.

OOCITIES.ORG. (2013) señala que la auxina fue descubierta por primera vez en el año 1920 por Frits Went, aunque en el año 1881 fue también investigada por Charles Darwin y es referido a un grupo de compuestos que estimulan la elongación.

AGROBETA (2002) señala que el nombre auxina significa en griego “crecer”, es referido a un grupo de compuestos que estimulan el alargamiento de las células. Las auxinas fueron las primeras hormonas vegetales en ser descubiertas y el Ácido Indol Acético (AIA) es la forma natural predominante. Se conoce que también son naturales:

- El IBA (ácido indol butírico)
- El ácido feniácetico
- El ácido 4 cloro indol acético
- El IPA (ácido indol propiónico)

### **c) Auxinas sintéticas**

Weaver, J. (1990) señala que poco después de demostrarse que el Ácido Indol Acético (AIA) era la auxina que con más frecuencia aparece en las plantas superiores, se realizó una búsqueda de compuestos sintéticos, de constitución química y actividad de inducción del crecimiento similares.

Entre las auxinas sintéticas más conocidas son referidas:

- ANA (ácido naftalen acético)
- IBA (ácido indol butírico)



- 2,4-D (ácido 2,4 dicloro fenoxi acético)
- NOA (ácido naftoxiacético)
- 2,4-DB (ácido 2,4 diclorofenoxibutírico)
- 2,4,5,T (ácido 2,4,5 triclorofenoxiacético)

Según AGROBETA (2002) las auxinas, aunque se encuentran en toda la planta, la más altas concentraciones se localizan en las regiones meristemáticas (son los tejidos responsables del crecimiento vegetal), estas están en crecimiento activo y es el lugar donde se sintetizan. La síntesis de auxinas se ha identificado en diversos organismos como plantas superiores, hongos, bacterias y algas y casi siempre están relacionadas con etapas de intenso crecimiento.

Tanto las auxinas sintéticas como las naturales, son según AGROBETA (2002) las responsables de los siguientes procesos:

- Dominancia del brote principal e inhibición de la ramificación lateral.
- Estimulación del crecimiento apical de toda la planta.
- Diferenciación de los vasos conductores (xilema y floema).
- Retardamiento de la caída de hojas, flores y frutos jóvenes.
- Estimulación de la formación de raíces adventicias (aquellas que no provienen de la radícula del embrión, sino que se originan en cualquier otro lugar de la planta, como por ejemplo en alguna porción del vástago, en tallos subterráneos y en raíces viejas), siendo muy importantes estas en la plantación de esquejes.
- Tropismo: son responsables del fototropismo (crecimiento de la planta hacia la luz) y gravitropismo (crecimiento en respuesta a la aceleración de la gravedad).
- Regeneración del tejido vascular en tejidos dañados.

Las auxinas se utilizan en agricultura para:

- Raleo de frutos.
- Inhibición de brotación lateral en forestales.
- Enraizamiento de estacas leñosas.
- Cultivo in vitro de tejidos.
- Partenocarpia (fenómeno por el cual se forman frutos sin una fecundación previa).
- Evitar la caída de frutos.

- Herbicidas y arbusticidas.

La localización de las auxinas según OOCITIES.ORG (2013) se encuentran en toda la planta, pero fundamentalmente en el tallo. Su mayor concentración y formación es en las regiones meristemáticas, que se encuentran en continuo crecimiento.

#### **d) Determinación biológica de las auxinas**

Weaver (1990) señala que las auxinas tienen la capacidad de incrementar el índice de prolongación de las células de los coleoptilos y tallos. Influyen también en otros procesos fisiológicos, como en el desarrollo de los frutos y la formación de raíces. Una concentración baja de auxinas estimula la prolongación de las células; sin embargo, una concentración extremadamente alta puede provocar inhibiciones. Las auxinas estimulan también la división celular; por ejemplo, frecuentemente fomentan el desarrollo de callos, de los que se desprenden crecimientos similares a raíces. Las auxinas son muy efectivas en iniciar la formación de raíces de varias especies vegetales.

Acerca de cómo actúan las auxinas OOCITIES.ORG (2013) señala que una característica sorprendente de las auxinas es la fuerte polaridad exhibida en su transporte a través de la planta, la auxina es transportada por medio de un mecanismo dependiente de energía, alejándose desde el ápice hasta su base. Las funciones de las auxinas son las siguientes:

- Actúan en la función de la mitosis, produciendo así el crecimiento de la planta mediante el alargamiento de sus células.
- Inhibición del desarrollo de las yemas laterales, favoreciendo el de las yemas apicales.
- Promueven la iniciación de las raíces en los esquejes de los tallos.
- Regulación de crecimiento del fruto.
- Aceleran los procesos de floración.
- Retardan la caída de hojas y frutos.

### **2.1.10. UTILIZACIÓN DE REGULADORES DE CRECIMIENTO**

#### **a) Estimuladores de enraizamiento**

Weaver (1990) señala que uno de los mejores estimuladores del enraizamiento es la auxina IBA, de una actividad auxínica débil tal que los sistemas enzimáticos destructores de

auxinas, la destruyen en forma relativamente lenta. Se trata de un producto químico persistente que resulta muy eficaz como estimulante de las raíces, debido a que el IBA se desplaza muy poco y se retiene cerca del sitio de aplicación. Los reguladores del crecimiento que se desplazan con facilidad pueden causar efectos indeseables de crecimiento en la planta propagada. Estos reguladores del crecimiento pueden modificar tanto el tipo de raíces como el número en que se producen. El IBA produce un sistema de raíces fuertes y fibrosas, mientras que los ácidos fenoxi acéticos a menudo producen un sistema de raíces atrofiados y matosos, compuesto de raíces dobladas y gruesas. Por otra parte Puma (2010) en la investigación que realizó sobre el efecto del Ácido Indol Butírico en el enraizamiento de estacas de ruda (*Ruta graveolens* L.) bajo condiciones de invernadero e intemperie, propone que el AIB induce el enraizamiento en especies de propagación asexual, sobre todo si se propaga en condiciones controladas.

#### **b) Reguladores de crecimiento en cortes de tallos**

Weaver (1990) señala que existen varios métodos para aplicar en cantidades suficientes de reguladores de crecimiento a las estacas extraídas de los tallos. No obstante, los únicos tres métodos que en la actualidad han llegado a utilizarse amplia y prácticamente son: la inmersión rápida, el remojo prolongado y el espolvoreado. Existen otros métodos que utilizan pasta de lanolina y la inyección e inserción de mondadientes empapados en auxina que por lo común no son de uso comercial debido a su inconveniencia.

#### **c) Posología del Ácido Indol Butírico**

La Comercial Andina Industrial S.A.C. (2013) En la posología de la auxina sintética ROOT-HOR se refiere al sistema de preparación y aplicación diferencial incluido en el cuadro 2 y 3 para:

- a) enraizamiento de acodos y esquejes: verter 5ml en un recipiente con un litro de agua, introducir las estacas sumergiéndolas hasta 3 cm del nivel de agua del recipiente, durante 5 minutos, luego de la aparición de las primeras hojas, se complementa con una segunda aplicación foliar.
- b) para enraizamiento de hortalizas pre establecidas: verter 250 ml de ROOT-HOR en 200 litros de agua, mezclar homogéneamente y aplicar foliarmente mediante pulverización.

**Cuadro 2.** Dosificaciones de ROOR-HOR

Cultivo	Dosis de ROOR-HOR en la inmersión de esquejes	Dosis de ROOT-HOR/200lts. Agua en la aplicación foliar
Frutales	0.5 %	250 ml
Yuca	0.5 %	250 ml
Clavel	0.5 %	250 ml
Col		250 ml
Paprica		250 ml
Alcachofa		250 ml

**Cuadro 3.** Ingredientes activos de ROOR-HOR

• Ácido Alfa Naftalenacético	0.40 %
• Ácido 3 Indol Butírico	0.10 %
• Ácidos Nucleicos	0.10 %
• Sulfato de Zinc	0.40 %
• Solución Nutritiva	95.40 %

### 2.1.11. VIVEROS

#### a) Instalación

El USAID-RED (2007) señala que el vivero puede construirse con un 50 % de provisión de sombra o a pleno sol. Las bolsas (contenedores del material reproductivo) deben distribuirse en filas formando bloques con cormos del mismo tamaño. El ancho del bloque debe ser de cuatro bolsas, dejando una pequeña calle (de 40 a 50 cm de ancho) entre bloques, para facilitar la ejecución de las labores de manejo.

Para asegurar una buena sincronización de crecimiento en el campo es necesario hacer una clasificación minuciosa de las plantas por tamaño. La primera oportunidad de clasificar las plantas se presenta al momento de sembrar los cormos (enraizados o no) en la bolsa; y luego cuando las plantas están listas para ir al campo.

La fertilización de las plántulas se hace al follaje semanalmente y se puede utilizar nutrex en dosis de 5 g/l de agua. Se estima que entre 6 y 8 semanas después de la siembra en bolsa las plantas están listas para sembrarse en el campo. Este tiempo permite generalmente que las plantas lleguen a formar dos pares de hojas y 30 cm de altura.

### **b) Tipos de vivero**

Según Coto (2009) el vivero de plátanos puede ser bajo sombra natural (de árboles), hasta una casa con sombra de zarán (30 - 40 %). Para facilitar el manejo, se recomienda una sombra de hasta 50 %, a pesar de que los viveros pueden estar a pleno sol. La diferencia radica en que un vivero sin sombra necesitará más cuidado en el manejo de agua y en la germinación. En los viveros usualmente se colocan las bolsas de polietileno o contenedores en líneas de 2 plantas para facilitar las labores de estas que incluye fertilización, control de malezas, riego y clasificación después de la germinación. Bajo esta se necesitan 250 m<sup>2</sup> de plantas en el vivero para establecer 1 hectárea de plantas en el campo.

### **c) Ventajas de la siembra del plátano con el uso de viveros**

Coto (2009) señala que desde la siembra hasta la cosecha son varias las ventajas del cultivo de plátanos utilizando viveros permitiendo en todo caso un:

- Mejor manejo de malezas, plagas y enfermedades; es más fácil manejar las plantas de un área determinada en un local reducido (vivero), durante las primeras 6 a 8 semanas logrando tener control sobre plagas y enfermedades, tamaño de plantas y eliminación de plantas no deseables.
- Mejor control de calidad; es posible seleccionar y llevar plántulas más sanas y uniformes al campo definitivo y sembrarlas de acuerdo al tamaño, evitando así la competencia por la diferencia en desarrollo/tamaño. para conseguir cosechas uniformes con mayor número de racimos por área.
- Bajo costo; la inversión en bolsas, sustrato y mano de obra compensa el costo del control de malezas, fertirriego y control de plagas que se hace a campo abierto por lo tanto no se incurre en costos adicionales del cultivo.
- Eficiente preparación de tierra; mientras las plántulas están creciendo, se puede preparar el campo para la siembra, controlando malezas 15 días antes del transplante, evitando la competencia por espacio, nutrientes y agua.
- Uniformidad y parición; parición uniforme de 1 ha en 3 semanas, versus una siembra directa con hijuelos tradicionales de parición hasta en 7 semanas.
- Mejor manejo cultural; actividades de embolsado, desmane y desflore más eficiente debido a la uniformidad de las plantas.

- Facilidad de cosecha; se puede cosechar en menor tiempo debido a los racimos uniformes, reduciendo costos en esta actividad.
- Siembras escalonadas; ideal para siembras escalonadas, con mercados exigentes.
- Menos pérdidas; se maneja una densidad ideal y la pérdida de plantas es casi nula. En siembra con hijuelos tradicionales se puede llegar a perder hasta un 15 % a 20 % en la población.

#### **d) Metodología para la construcción de un vivero**

Coto (2009) señala la siguiente metodología para la instalación de un vivero con embolsados de cormos o hijuelos de chacra:

- **Preparación de la mezcla de tierra;** por cada 3 carretas de tierra se aplica una carreta de casulla de arroz o aserrín descompuesto y se mezcla uniformemente. La casulla o aserrín mejora el drenaje del vivero.
- **Pelado de la semilla;** la semilla (cormo) se extrae del campo y se transporta al lugar donde se montará el vivero. Se procede a pelar la semilla, eliminando toda la tierra y las raíces con un machete filoso. Esto permite examinar el estado de la semilla y tener la seguridad de que está libre de “picudo”. Luego se clasifican por peso entre 454 g y 908 g (1 a 2 libras) y se desinfectan.
- **Desinfección de la semilla;** para la desinfección de la semilla se debe utilizar equipo de protección adecuado para evitar la contaminación química. Luego se coloca la semilla en sacos cebolleros, cestas de plástico o matates de cabuya. En una solución de un fungicida con un insecticida - nematicida y Tricoderma (240 g), se sumergen los hijuelos (cormo) por 10 a 15 minutos y luego se escurren.
- **Siembra de las semillas en bolsas;** se llena un tercio (1/3) de la bolsa con la tierra preparada.

Se añade a la bolsa unos 5 g de la mezcla 18 - 46 - 0 de NPK, utilizando urea y se cubre el fertilizante con más tierra para evitar quemaduras a la semilla. Se golpea suavemente a la bolsa para evitar que queden cámaras de aire.

Se añade más tierra y se coloca la semilla ya curada dentro de la bolsa, terminando de llenar hasta que queden solo 2 pulgadas de la punta de crecimiento al borde superior de la bolsa.

Se presiona la tierra para no dejar cámaras de aire que pueden causar pudrición de la semilla.

Se siembra inmediatamente después del curado, tanto más rápido se siembra luego de curar tanto mejor será el vigor y germinación que tiene la planta.

- **Manejo de agua;** el manejo del agua es el punto crítico en la conducción de un vivero de plátano, debe manejarse una adecuada humedad sin llegar a saturación ya que esto provoca el ahogamiento de las raíces de la planta. Deben hacerse riegos suaves y revisar constantemente la humedad del medio. Para viveros con sombra, la frecuencia de riego puede variar entre un riego al día hasta un riego interdiario, los viveros al sol generalmente necesitan dos riegos diarios en climas extremos.
- **Fertilización;** durante el tiempo que dura la planta en el vivero se puede hacer una fertilización diluida semanal a cada bolsa a partir de la segunda semana usando 910 g de urea y 1.4 k de KCl por aplicación.
- **Manejo de plántulas en el vivero;** después de la germinación las plantas deben ser clasificadas emplazando las plantas del mismo tamaño en una doble hilera para evitar la competencia dentro del vivero. Al final se clasifican por grosor de tallo para llevarlas al campo definitivo.
- **Transplante;** las plantas clasificadas por grosor de tallo se llevan a campo en cestas plásticas para evitar dañar el plantón. El suelo debe estar regado a capacidad de campo. En la siembra se puede usar la solución arrancadora para reducir estrés del trasplante y lograr un enraizamiento más rápido.

### **2.1.12. COSTOS DE PRODUCCIÓN**

Situn (1996) indica, que para realizar el estimado del costo y beneficio económico de los tratamientos evaluados, se realiza un análisis, de inversión de las alternativas de producción de plántulas de plátano evaluadas.

Kafka (1988) señala que cuando la relación beneficio costo es negativo o menor a uno, indica que los ingresos son menores que los egresos lo cual permite deducir que el beneficio neto de todo el proyecto es negativo, entonces no es rentable.

Cuando el beneficio costo es mayor a uno; el beneficio neto es superior al costo total; es decir si el beneficio neto de todo el proyecto es positivo entonces, el proyecto es económicamente bueno.

Hurtado (2003) señala que el estimado es un registro ex-post de los recursos físicos y financieros empleados e invertidos de un bien o servicio específico. La diferencia del costo de producción y el presupuesto radica en que, en el costo de producción, los valores son exactos ya que constituye su registro de lo que ya ocurrió, es decir, ya se conoce con exactitud la cantidad de insumos que se utilizó, la cantidad de producto que se obtuvo y los respectivos precios de los insumos y de los productos.

El costo de producción es un documento administrativo contable que sirve para rendiciones de cuentas y justificaciones de gasto efectuados. En términos ideales, el costo de producción debe servir de base para la elaboración del presupuesto.

A continuación se mencionan los costos que siguen en un costo de producción agrícola.

#### **a) El gasto**

Coscia (1978) conceptúa el gasto como un desembolso monetario efectuado por los consumidores para la adquisición de bienes, se trata de un concepto ligado a la demanda.

#### **b) El costo**

Coscia (1978) se conceptúa como un desembolso monetario efectuado por los productores para la adquisición de insumos con la finalidad de producir bienes o servicios (compra de insumos, fertilizantes fitosanitarios y otros), se trata de un concepto ligado a la oferta.



**c) Presupuesto**

Aguilar (1980) señala que el presupuesto constituye un documento en donde se detalla los requerimientos de recursos físicos y financieros para la producción futura de un bien o servicio específico. Se elabora en los planes, programas y proyectos, es decir antes de su ejecución, presenta dos componentes fundamentales: los coeficientes técnicos y los precios.

**d) Costos Variables (CV)**

Hurtado (2003) alude que los costos variables son aquellos costos de los insumos que inciden directamente en la producción de un bien o producto. Existe un grupo de insumos que pasan a formar parte o contribuyen directamente a la formación del producto final y no son alquilables, por que al ser usados desaparecen durante el proceso de producción, por lo que no son físicamente recuperables, están constituidos, por semillas fertilizantes químicos, fertilizantes orgánicos, fitosanitarios, agua y otros.

Existe otro grupo de insumos que también son utilizados directamente en el proceso producción pero que no desaparecen. Estos son la tierra, las herramientas y los equipos agrícolas como la mochila fumigadora, equipo de riego por aspersión y otros. La mano de obra directa es aquella que interviene directamente en las actividades de preparación de terreno, preparación del almácigo, trasplante, aplicación de fertilizantes, pesticidas, aporques, deshierbos, desahijes, riegos, cosecha, transporte al domicilio o al lugar de venta en chacra.

**e) Costos fijos (CF)**

Son aquellos costos de los recursos que complementan el proceso productivo y no pueden ser atribuidos directamente a las acciones de explotación de un cultivo.

**f) Costos total**

Constituye la suma de los costos variables, más los costos fijos, ( $CT=CV+CF$ ).

**g) Ingreso Bruto (IB)**

Cuando los cálculos están referidos a una hectárea se denomina productividad bruta, se halla multiplicando el rendimiento por el precio del producto. ( $IB=Rendimiento \times Precio$ ).

### **h) Ingreso Neto (IN)**

Cuando los calculos estan referidos a una hectarea se denomina productividad neta, se determina restando los costos totales del ingreso bruto,  $(IN=IB-CT)$ .

## **2.2. MARCO CONCEPTUAL**

**Ácido Indol Butírico - AIB:** auxina sintética, fitohormona. Producto de síntesis que tiene una débil actividad auxínica en general pero una excelente acción rizógena. Sin embargo, el AIB es probablemente el mejor material para uso masivo debido a que no es toxico para las plantas en una amplia gama de concentraciones y es efectivo para estimular el enraizamiento de un gran número de especies de plantas (Hartmann y Kester 1997).

**Cepa:** yema vegetativa que brota de la planta madre y sufre un cambio anatómico y morfológico de los tejidos (Martínez, 2002).

**Colino:** hijuelo de plátano (Rojas, 2006).

**Cormo:** denominado también cepa o rizoma, constituye un órgano subterráneo cónico o simétrico, formado por muchos entrenudos cortos (Rojas, 2006).

**Enraizamiento:** es la formación de raíces a partir del tallo subterráneo del plátano (Rojas, 2006).

**Hijuelo:** retoño que nace en forma de brote de la planta madre, que se utiliza en la propagación del plátano como semilla asexual (Rojas, 2006).

**Hoja:** órgano de la planta de forma ovada u oblonga, con el ápice obtuso y un lado ligeramente mayor que el otro (Leon, 1987).

**Hormona:** sustancia química de acción especializada que actúa como mensajera en aquellas células que responden al estímulo como tejidos y órganos situados en cualquier

parte del organismo, la diferencia entre las hormonas de animales y plantas está en que las primeras se elabora en órganos específicos y regulan casi todas las funciones orgánicas (García, 2002).

**Ontogenia:** llamada morfogénesis u ontogénesis, describe el desarrollo de un organismo, desde el óvulo fertilizado hasta su senescencia, pasando por la forma adulta. La ontogenia es estudiada por la biología del desarrollo. La ontogenia es la historia del cambio estructural de una unidad sin que ésta pierda su organización. Este continuo cambio estructural se da en la unidad, en cada momento, o como un cambio desencadenado por interacciones provenientes del medio donde se encuentre o como resultado de su dinámica interna (<http://es.wikipedia.org>).

**Propagación:** multiplicación de una especie por medio sexual o asexual (Martínez, 2002).

**Semilla:** órgano de propagación sexual, que contiene reservas (García, 2002).

**Raicilla:** son las raíces secundarias y terciarias, cuya función es la absorción de nutrientes y agua (Leon, 1987).

**Vainas foliares:** llamado también pseudotallo, son vainas que forman estructuras similares a fustes verticales (García, 2002).

## 2.3. HIPÓTESIS DE LA INVESTIGACIÓN

### 2.3.1. Hipótesis general

La aplicación de la hormona enraizadora AIB Acido Indol Butirico en la propagación vegetativa de plátano Var. Bellaco *Musa balbisiana* Colla, mediante cormos produce efectos positivos cuantificables.

### **2.3.2. Hipótesis específicas**

- Existe diferencia significativa manifiesta en el desarrollo vegetativo de cormos tratados con dosis crecientes de AIB hormona enraizadora en el desarrollo de hijuelos, tallos y hojas.
- La producción de raicillas de hijuelos con la técnica de propagación por división de cormos es mayor utilizando AIB en comparación a la práctica tradicional sin tratamiento.
- El costo de producción de hijuelos con la técnica de propagación por división de cormos y aplicación de enraizantes es menor al de la propagación tradicional.

## CAPITULO III: MÉTODO DE INVESTIGACIÓN

### 3.1. MATERIAL EXPERIMENTAL

#### a) Materiales de campo

Sustrato (tierra, suelo agrícola sin ningún abono), bolsas de polietileno de 3 kg. (17 cm x 26 cm), cordel, estacas, wincha, malla rachell (tela zarán), guantes, carretilla, machete, pala, pico, mangueras, cicatrizante sanix, fungicida.

#### b) Material experimental

- Cormos de plátano bellaco (*Musa balbisiana* Colla), extraídas de plantas madre de aproximadamente un año de edad, que fueron cosechadas en el del sector de Pomoreni – Kepashiato que se encuentra a un kilómetro de distancia del vivero.
- Enraizador: ROOT- HOR (enraizante sintético).

#### c) Material de oficina

Libreta de campo, computadora, calculadora, impresora, balanza de precisión, cámara fotográfica, impresora, memoria USB, papelería en general.

### 3.2. OBSERVACIONES REALIZADAS

Los parámetros evaluados que se incluyen en los resultados y discusión son la medida de altura de plántula hasta la unión (“v”) formada por los peciolos del último par de hojas a los 60 días, el número de hojas por plántula a los 60 días, el peso en fresco y el peso en seco de las raíces de las plántulas a los 60 días.

El tiempo de producción de hijuelos se obtuvo registrando el desarrollo de las plántulas en vivero más el periodo de elaboración y preparación del material de propagación, así mismo el costo de producción de hijuelos se hizo con el análisis de beneficio costo y el índice de rentabilidad.

### **3.3. METODOLOGÍA**

#### **3.3.1. Selección de material de propagación**

Se seleccionaron 10 plantas madre de plátano recién cosechados de la variedad bellaco (*Musa balbisiana* Colla) de una edad aproximada de un año, de buenas características botánicas y buen rendimiento de altura aproximada de 3 metros (figura 11).

Martínez et al. (2002), recomienda el uso de cormos aparentemente sanos y vigorosos; y el número de plantas a generar dependerá del tamaño del mismo, porque los cormos pequeños no son recomendados.

#### **3.3.2. Selección de cormos para la división**

Se realizó siguiendo las indicaciones de Martínez et al. (2002) quienes señalan que a los cormos seleccionados, se les remueve los restos de tierra con abundante agua y con un cuchillo se eliminan las raíces y las partes del cormo que se encuentren afectados por plagas o microorganismos, además de la porción aérea (hojas y parte del pseudotallo), dejando solo una porción que permita sujetarlo con la mano.

Los cormos cosechados fueron separados de la parte foliar, de los pseudotallos y de raíces presentes, se seleccionaron los cormos con mayor número de yemas en dormancia y los cormos sin daños ocasionados por plagas, se hizo el lavado en agua limpia abundante (figura 13 y 14).

#### **3.3.3. División de cormos**

Para la división de cormos se hizo previamente la desinfección de las herramientas a utilizar; para el seccionamiento de los cormos se eligió las partes del cormo con yemas en dormancia situados en la parte dorsal, el seccionamiento de los cormos se hizo en piezas de 250 a 300 gr (figura 16).

#### **3.3.4. Desinfección**

Siguiendo a Martínez et al. (2002) que recomiendan preparar una solución de cloro y agua en una concentración de 5 ml por litro de agua, en el cual se sumergen los cormos durante 3

minutos para su desinfección. De igual manera, las herramientas utilizadas para realizar los cortes deben ser desinfectados con cloro antes de usarlos en el próximo corte.

Las porciones divididas fueron sometidas a un tratamiento preventivo contra presencia de plagas y enfermedades, mediante la inmersión de los cormos divididos en una solución fungicida de Pentacloro (20g/10 litros de agua), por un periodo de 24 horas (figura 18).

### **3.3.5. Aplicación del enraizador**

Para el tratamiento con el enraizante se realizó la aplicación del producto comercial ROOT-HOR (enraizante sintético) en solución líquida, se empleó directamente por impregnación o adherencia de la solución a los cormos seccionados, sumergiéndolos en las soluciones preparadas con las dosis de enraizante correspondiente a cada tratamiento durante 5 minutos, de acuerdo a la recomendación del producto comercial, luego inmediatamente se aplicó sobre las heridas la pasta cicatrizante SANIX y se colocó en los embolsados con sustrato preparado (figura 24 y 25).

La preparación del producto ROOT-HOR (enraizante sintético) para plátano resulto de la mezcla del producto en dosis de ensayo, más dos litros de agua para todo los casos como se detalla: 0.0 ml /2 litros, 2.5 ml/2 litros, 5 ml/2 litros, 7.5 ml/2 litros respectivamente, cuyo equivalente en litros es la siguiente: 0.0 ml/l, 1.25 ml/l, 2.5 ml/l, 3.75 ml/l (figura 21).

### **3.3.6. Sustrato**

El sustrato utilizado fue un suelo agrícola desinfectado por solarización y embolsado utilizando contenedores de color negro de 3 k.

### **3.3.7. Análisis de suelo**

Para el presente trabajo se tomaron muestras de suelos para el análisis físico químico correspondiente, se recogió en forma aleatoria de la parcela experimental y se enviaron al laboratorio de suelos al laboratorio de UNSAAC - Cusco para el análisis físico químico correspondiente (tabla 23).

**Tabla 1.** Caracterización del suelo utilizando de procedencia sector: Pomoreni-Kepashiato  
La Convención

<b>1. Características físico químicas</b>					
<b>Mmhos/cm C.E.</b>	<b>pH</b>	<b>% M.Org</b>	<b>% N total</b>	<b>Ppm P2O5</b>	<b>Ppm K2O</b>
0.26	5.70	4.66	0.23	46.2	40
<b>2. textura</b>					
<b>% Arena</b>	<b>% Limo</b>	<b>% Arcilla</b>	<b>Clase textural</b>		
22	35	43	arcilloso		

Fuente: Laboratorio de suelos UNSAAC – k'ayra 2013.

### 3.3.8. Tinglado

Las instalaciones utilizadas, son de propiedad del Proyecto Café – Echarate, fueron cubiertos por tela zarán con regulación del 60 % de luz solar donde permanecieron las plantas durante 60 días.

### 3.3.9. Riego

Se utilizó el sistema de riego por aspersión, instalado por el Proyecto distribuyendo la provisión de agua dos veces al día, en horas de la mañana y tarde en una secuencia diaria.

## 3.4. Análisis estadístico

### 3.4.1. Variables

En la operacionalización de variables se determinó como variable independiente las dosis de AIB y como variables dependientes la respuesta en la ontogenia de los hijuelos.

#### 3.4.1.1. Variable independiente

- Dosis de AIB en concentración de ml/l (mililitros de Root Hor/litro de agua)

#### 3.4.1.2. Variables dependientes

- Altura de plántula en cm
- Número de hojas /plántulas en unidades
- Peso fresco de raíces en gramos
- Peso seco de raíces en gramos



### 3.4.2. TRATAMIENTOS

Los tratamientos utilizados y las réplicas se muestran en la tabla 2.

**Tabla 2.** Clave de los tratamientos

Clave	Tratamiento AIB	Repetición
T1	1.25 ml/L	5
T2	2.5 ml/L	5
T3	3.75 ml/L	5
T4	0.0 ml/L	5

### 3.4.3. Diseño experimental

El experimento se condujo utilizando el diseño completamente al azar (D.C.A) con 4 tratamientos y 5 repeticiones, bajo condiciones de invernadero, haciendo un total de 20 unidades experimentales, Para el análisis de datos se utilizó el paquete estadístico Statgraphics, adecuando los datos obtenidos de campo, que incluye el análisis de varianza (ANVA), determinando el coeficiente de variación y la separación de promedios o medias mediante la prueba de Tukey al 5 %.

Cuyo modelo aditivo lineal es el siguiente:

$$X_{ij} = \mu + \tau_i + \varepsilon_{ij}, \quad i = 1, 2, \dots, t; j = 1, 2, \dots, r_i$$

Dónde:

$X_{ij}$ : Es la variable de respuesta de la j-ésima observación sujeta al i-ésimo tratamiento.

$\mu$ : Media general o poblacional.

$\tau_i$ : Es el efecto del i-ésimo tratamiento.

$\varepsilon_{ij}$ : Es el verdadero efecto aleatorio del error muestral en la j-ésima unidad experimental sujeta al i-ésimo tratamiento

**Tabla 3.** Análisis de varianza para D.C.A.

F. de V.	G.L.	
Tratamiento	t-1	4-1=3
Error experimental	T(r-1)	4(5-1)=16
Total	tr-1	4(5)-1 = 19

## **CAPITULO IV: CARACTERIZACIÓN DEL ÁREA DE INVESTIGACIÓN**

### **a) Localizacion del vivero**

La instalación del experimento se hizo en el vivero del Proyecto Café, que ejecutó la Municipalidad Distrital de Echarate, ubicado en el sector de Pomoreni, en un terreno con 15 % de pendiente, cercano a una fuente de agua, a campo abierto con sombra de tela zarán que permite el paso de 60 % de luz solar.

### **b) Ubicación política**

Región:	Cusco
Provincia:	La Convención
Distrito:	Echarate
Sector:	Kepashiato – Pomoreni

### **c) Condición geográfica del campo experimental**

Coordenadas UTM

Este:	8594189
Norte:	689220
Altitud:	950.00 m.s.n.m.
Humedad relativa:	85%
Precipitación anual:	1200 mm
Temperatura:	25° C

Los datos Hidrometeorológicos, corresponden a los registrados por el Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología (SENAMHI), Los registros corresponden a la estación C.P. Quillabamba - Cusco.

**d) Ubicación hidrográfica**

Cuenca: Kumpirushiato

**e) Zona de vida**

Zona de vida: según el mapa ecológico del Perú propuesto por Tosi (1997) el ámbito de estudio, se encuentra dentro de la formación ecológica de Bosque Húmedo Sub Tropical (Bh-ST) y Según Holdridge (1967) la zona se denomina: Selva - Ceja de selva húmedo: S - Csh.

**f) Periodo de conducción del experimento**

La conducción del experimento se llevó a cabo en el periodo comprendido entre el 01 de febrero al 31 de marzo del 2013.

## **CAPITULO V: EXPOSICIÓN Y ANALISIS DE LOS RESULTADOS**

### **5.1. Del medio experimental y material utilizado**

Las condiciones ambientales durante la conducción del presente ensayo se consideran dentro del rango promedio que ocurre en el distrito de Echarate, zona de Kepashiato sector de Pomoreni. Así mismo en cuanto a las características de los suelos son de naturaleza arcillosa (43 % arcilla), una tendencia ácida (pH 5.70) y un contenido de materia orgánica relativamente alto (4.66 %) y nitrógeno total relativamente bajo (0.23 %) que corresponde a los suelos superficiales del área, que recibe una carga adicional de humedad de las pendientes próximas. Debido a que el ensayo se condujo bajo condiciones de invernadero, el suelo utilizado como sustrato fue homogenizado con la única seguridad que podrá ser obtenido con características similares en caso de que el presente trabajo luego de su comprobación en el campo, pase a ser expandido utilizando el método de propagación vegetativa del plátano bellaco utilizando AIB, entre los agricultores de la región.

### **5.2. Efecto del AIB hormona enraizadora en propagación de hijuelos de plátano**

Para establecer el efecto de las dosis de AIB aplicado a los cormos extraídos de plantas jóvenes de plátano, establecidos en campo como un medio de propagación vegetativa se han determinado como variables de respuesta: 1) la altura de los hijuelos de plátano, 2) número de hojas por hijuelo, 3) peso fresco de raíces de hijuelos, 4) peso seco de raíces de hijuelos, cuyos resultados y discusión se incluyen a continuación.

#### **5.2.1. Altura de los hijuelos de plátano**

Del análisis de varianza (tabla 4) con 95 % de confianza, se concluye que la dosis de AIB suministrado a los cormos reproductivos de plátano influye ( $0.0001 < 0.05$ ) en la altura de planta, es decir la altura difiere según dosis utilizada.

**Tabla 4.** ANOVA para altura de planta por dosis de AIB

<b>Fuente</b>	<b>Suma de Cuadrados</b>	<b>Gl</b>	<b>Cuadrado Medio</b>	<b>Razón-F</b>	<b>Valor-P</b>
Dosis	120.2	3	40.0667	13.14	0.0001
Error	48.8	16	3.05		
Total	169.0	19			

La prueba de rangos múltiples para la altura de planta por dosis (tabla 5) muestra que las medias de alturas de las plántulas provenientes de cormos tratados con AIB y el testigo se comportan como grupos homogéneos que varían entre 31 cm cuando los cormos fueron tratados con la solución de 3.75 ml/l hasta 25.5 cm en caso del testigo sin tratamiento de AIB.

**Tabla 5.** Pruebas de rangos múltiples para altura de planta por dosis de AIB

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

<b>Dosis</b>	<b>Casos</b>	<b>Media</b>	<b>Grupos Homogéneos</b>
Testigo	5	25.2	X
1.25 ml/l	5	25.2	X
2.5 ml/l	5	28.6	X
3.75 ml/l	5	31.0	X

La tabla 6, de contraste de medias para la altura de plántulas por dosis muestra que las dosis de AIB de 2.5 ml/l y 3.75 ml/l generan una altura similar y que es superior a la altura generada con la aplicación de la dosis de 1.25 ml/l y el testigo estableciendo como el rango  $\pm 3.16155$  como el límite que separa los promedios de las alturas.

**Tabla 6.** Contraste de medias para altura de planta por dosis de AIB

<b>Contraste</b>	<b>Sig.</b>	<b>Diferencia</b>	<b>+/- Límites</b>
1.25 ml/l - 2.5 ml/l	*	-3.4	3.16155
1.25 ml/l - 3.75 ml/l	*	-5.8	3.16155
1.25 ml/l - Testigo		0.0	3.16155
2.5 ml/l - 3.75 ml/l		-2.4	3.16155
2.5 ml/l - Testigo	*	3.4	3.16155
3.75 ml/l - Testigo	*	5.8	3.16155

\* indica diferencia significativa.

La tabla 7, presenta los cálculos de las medias para a la altura de plántula por efecto de la dosis de AIB y los intervalos de confianza al 95 % mostrando el error estándar y los límites inferior y superior de las alturas de planta para los tratamientos en estudio, demostrando lo siguiente:

La altura de las plántulas sin ninguna dosis (testigo) alcanza un promedio de 25.2 cm y fluctúa en el 95 % de los casos entre 23.6192 a 26.7808.

Con la aplicación de AIB a la dosis de 1.25 ml/l la altura promedio de la plántula es 25.2 cm y fluctúa en el 95 % de los casos entre 23.6192 a 26.7808.

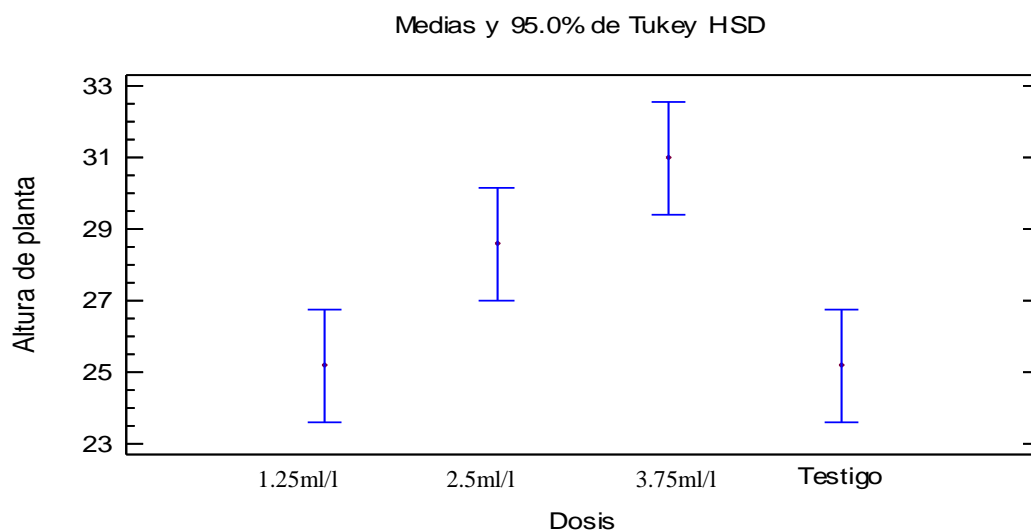
Aplicando la dosis de 2.5 ml/l de AIB la altura promedio de la plántula alcanza 28.6 cm y fluctúa en el 95 % de los casos entre 27.0192 a 30.1808.

Con la dosis de 3.75 ml/l de AIB la altura promedio de la plántula alcanza 31.0 cm y fluctúa en el 95 % de los casos entre 29.4192 a 32.5808.

**Tabla 7.** Medias para altura de planta por dosis con intervalos de confianza del 95.0%

Dosis	Casos	Media	Error Est.	Límite Inferior	Límite Superior
1.25 ml/l	5	25.2	0.781025	23.6192	26.7808
2.5 ml/l	5	28.6	0.781025	27.0192	30.1808
3.75 ml/l	5	31.0	0.781025	29.4192	32.5808
Testigo	5	25.2	0.781025	23.6192	26.7808
Total	20	27.5			

La figura 5, muestra los rangos de altura de plántulas de plátano alcanzados por efecto de la aplicación de las tres dosis de AIB (1.25 ml/l , 2.5 ml/, 3.75 ml/l) frente al testigo sin aplicación de esta auxina de donde se desprende que los cormos de plátano aplicados con AIB en dosis 2.5 ml/l y 3.75 ml/l no difieren estadísticamente aunque exista una tendencia a una mayor altura utilizando la dosis más alta, en cambio la dosis más baja de AIB (1.25 ml/l) y el testigo producen las plántulas con menor altura y tienen un comportamiento similar.



**Figura 5.** Promedio de altura de plántula en cm por dosis de AIB

Los resultados del presente trabajo demuestran que las auxinas aplicadas si afectan positivamente al desarrollo de las plántulas de plátano por efecto incrementado de la dosis del AIB aplicado a los cormos de plátano, estos resultados relacionado con los hallazgos de Ticona (1996) quien en un ensayo de propagación de plátanos variedad morado en Puno – Perú, determina que el tamaño de hijuelo utilizado en la propagación vegetativa no se traduce en diferencias significativas en el desarrollo de plántulas, confirmando el efecto del AIB en dosis crecientes obtenidos en el presente ensayo en la inducción de un desarrollo incrementado de los cormos y el subsecuente desarrollo de plántulas, incluso en desmedro de la uniformidad de los cormos utilizados.

### 5.2.2. Numero de hojas por hijuelo de plátano

Del análisis de varianza (Tabla 8) con 95 % de confianza se concluye que la dosis de AIB suministrado a los cormos reproductivos de plátano no influye ( $0.1695 > 0.05$ ) en el número de hojas plántula, es decir el número de hojas no difiere por la dosis utilizada.

**Tabla 8.** ANOVA para número de hojas por dosis de AIB

<b>Fuente</b>	<b>Suma de Cuadrados</b>	<b>Gl</b>	<b>Cuadrado Medio</b>	<b>Razón-F</b>	<b>Valor-P</b>
Dosis	6.0	3	2.0	1.90	0.1695
Error	16.8	16	1.05		
Total	22.8	19			

La prueba de rangos múltiples para de número de hojas por dosis (Tabla 9) muestran que las medias del número de hojas de las plántulas proveniente de los cormos tratados con AIB y el testigo se comportan como grupos homogéneos que varían entre 4.2 hojas cuando los cormos fueron tratados con una solución de 2.5 ml/l hasta 2.8 hojas en el caso del testigo sin tratamiento.

**Tabla 9.** Prueba de rangos múltiples para número de hojas por dosis de AIB

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

<b>Dosis</b>	<b>Casos</b>	<b>Media</b>	<b>Grupos Homogéneos</b>
Testigo	5	2.8	X
1.25 ml/l	5	3.4	X
3.75 ml/l	5	4.0	X
2.5 ml/l	5	4.2	X

La Tabla 10, de contraste de medias para el numero de hojas por plántula por dosis muestra que las dosis de AIB que tanto el testigo y la aplicación de AIB en las dosis de 1.25 ml/l, 2.5 ml/l y 3.75 ml/l generan similar número de hojas, estableciendo como el rango de +/- 1.855.



**Tabla 10.**Contraste de medias del número de hojas por dosis de AIB

Contraste	Sig.	Diferencia	+/- Límites
1.25 ml/l - 2.5 ml/l		-0.8	1.855
1.25 ml/l - 3.75 ml/l		-0.6	1.855
1.25 ml/l - Testigo		0.6	1.855
2.5 ml/l - 3.75 ml/l		0.2	1.855
2.5 ml/l - Testigo		1.4	1.855
3.75 ml/l - Testigo		1.2	1.855

\* indica una diferencia significativa.

La Tabla 11, presenta los cálculos de las medias para el numero de hojas por plántula por efecto de la dosis de AIB y los intervalos de confianza al 95.0 % mostrando el error estándar y los limites inferior y superior del número de hojas por plántula para los tratamientos en estudio demostrando lo siguiente:

El número de hojas por plántula sin ninguna dosis de AIB alcanza un promedio de 2.8 hojas por plántula y fluctúa en el 95 % de los casos entre 1.8725 a 3.7275.

Con la aplicación de AIB a la dosis de 1.25 ml/l el número promedio de hojas de las plántulas alcanza 3.4 y fluctúa en el 95 % de los casos entre 2.4725 a 4.3275.

Aplicando la dosis de 2.5 ml/l de AIB el número de hojas alcanza en promedio de 4.2 y fluctúa en el 95 % de los casos entre 3.2725 a 5.1275.

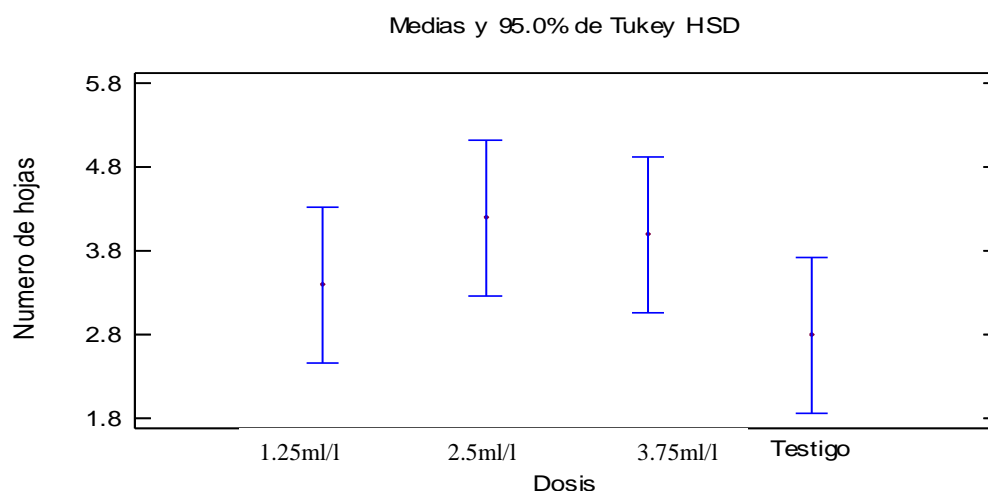
Con la dosis de 3.75 ml/l de AIB el número de hojas promedio de la plántula alcanza 4.0 y fluctúa en el 95 % de los casos entre 3.0725 a 4.9275.

**Tabla 11.** Medias para número de hojas por dosis con intervalos de confianza del 95.0%

Dosis	Casos	Media	Error Est.	Límite Inferior	Límite Superior
1.25 ml/l	5	3.4	0.458258	2.4725	4.3275
2.5 ml/l	5	4.2	0.458258	3.2725	5.1275
3.75 ml/l	5	4.0	0.458258	3.0725	4.9275
Testigo	5	2.8	0.458258	1.8725	3.7275
Total	20	3.6			

La figura 6, muestra los rangos de número de hojas por plántula de plátano alcanzados por efecto de la aplicación de las tres dosis de AIB (1.25 ml/l, 2.5 ml/l, 3.75 ml/l) frente al

testigo sin aplicación de esta auxina de donde se desprende que los cormos de plátano aplicados con 1.25 ml/l, 2.5 ml/l y 3.75 ml/l de AIB no difieren estadísticamente, aunque existe una tendencia al mayor número de hojas utilizando dosis intermedias más altas en cambio dosis más bajas y el testigo producen menor número de hojas, sin embargo muestran un comportamiento estadísticamente similar.



**Figura 6.** Promedio de número de hojas por dosis de AIB

Los resultados del presente estudio están en concordancia con lo reportado por Vásquez (2009) quien menciona que los resultados del efecto combinado de arena media y las dosis de AIB, influyen sobre el porcentaje de enraizamiento y longitud de la planta y Rojas (2006) indica que el plátano es una hierba perenne de gran tamaño que carece de un tronco verdadero, en su lugar posee vainas foliares que se desarrollan formando estructuras llamadas pseudotallos, similares a fustes verticales de hasta 30 cm de diámetro basal que no son leñosos y alcanzan los 7 m de altura, se concluye que el desarrollo de hojas depende del órgano de reserva que es el pseudotallo razón por la que no recibe influencia significativa por parte de la auxina.

### 5.2.3. Peso fresco de raíces en hijuelos de plátano

Del análisis de varianza (Tabla 12) con 95 % de confianza se concluye que la dosis de AIB suministrado a los cormos reproductivos del plátano influye ( $0.0000 < 0.05$ ) en el Peso fresco de raíces, es decir el peso difiere según la dosis de AIB utilizada.

**Tabla 12.** ANOVA para peso fresco de raíces por dosis de AIB

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Dosis	124.852	3	41.6173	39.97	0.0000
Error	16.66	16	1.04125		
Total	141.512	19			

La prueba de rangos múltiples para peso fresco de raíces por dosis (Tabla 13), muestran que las medias del peso fresco de raíces de las plántulas proveniente de cormos tratados con AIB y el testigo se comportan como grupos homogéneos que varían entre 10.4 g cuando los cormos son tratados con una solución de 2.5 ml/l hasta 4.86 g en el caso del testigo sin tratamiento.

**Tabla 13.** Prueba de rangos múltiples para peso fresco de raíces por dosis de AIB

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Dosis	Casos	Media	Grupos Homogéneos
Testigo	5	4.86	X
1.25 ml/l	5	5.62	X
3.75 ml/l	5	10.0	X
2.5 ml/l	5	10.4	X

La tabla 14, de contraste de medias para peso fresco de raíces por dosis, muestra que las dosis de AIB 2.5 ml/l y 3.75 ml/l generan un peso fresco similar de raíces y que es superior al peso fresco de raíces generada con la aplicación de la dosis de 1.25 ml/l y el testigo, estableciendo como el rango  $\pm 1.84726$  como el límite que separa los promedios de los pesos.

**Tabla 14.** Contraste de medias para peso fresco de raíces por dosis de AIB

Contraste	Sig.	Diferencia	+/- Límites
1.25 ml/l - 2.5 ml/l	*	-4.78	1.84726
1.25 ml/l - 3.75 ml/l	*	-4.38	1.84726
1.25 ml/l - Testigo		0.76	1.84726
2.5 ml/l - 3.75 ml/l		0.4	1.84726
2.5 ml/l - Testigo	*	5.54	1.84726
3.75 ml/l - Testigo	*	5.14	1.84726

\* indica una diferencia significativa.

La tabla 15, presenta los cálculos de las medias para el peso fresco de raíces por plántula por efecto de las dosis de AIB y los intervalos de confianza al 95.0 % mostrando el error estándar y los límites inferior y superior del peso fresco de raíces para los tratamientos en estudio demostrando lo siguiente:

El peso fresco de raíces promedio de la plántula sin ninguna dosis de AIB alcanza un promedio de 4.86 g y fluctúa en el 95 % de los casos entre 3.93637 a 5.78363.

Con la aplicación de AIB a la dosis de 1.25 ml/l el peso fresco de raíces promedio por plántula es 5.62 g y fluctúa en el 95 % de los casos entre 4.69637 a 6.54363.

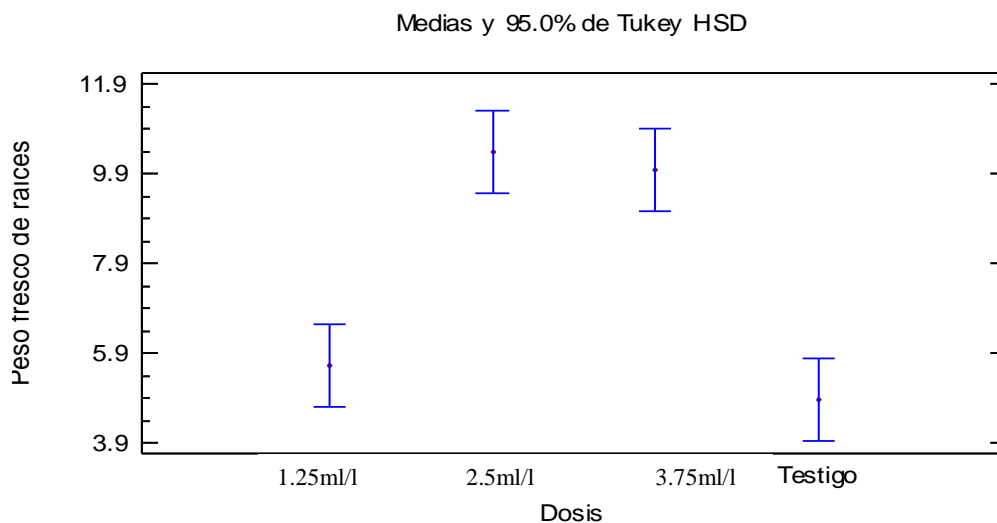
Aplicando la dosis de 2.5 ml/l de AIB el peso fresco de raíces promedio de la plántula alcanza 10.4 g y fluctúa en el 95 % de los casos entre 9.47637 a 11.3236.

Con la dosis de 3.75 ml/l de AIB el peso fresco de raíces de la plántula alcanza un promedio de 10.4 y fluctúa en el 95 % de los casos entre 9.07637 a 10.9236.

**Tabla 15.** Medias para peso fresco de raíces por dosis con intervalos de confianza del 95.0%

Dosis	Casos	Media	Error Est.	Límite Inferior	Límite Superior
1.25 ml/l	5	5.62	0.456344	4.69637	6.54363
2.5 ml/l	5	10.4	0.456344	9.47637	11.3236
3.75 ml/l	5	10.4	0.456344	9.07637	10.9236
Testigo	5	4.86	0.456344	3.93637	5.78363
Total	20	7.72			

La figura 7 muestra los rangos de peso fresco de raíces de plántulas de plátano alcanzados por efecto de la aplicación de las tres dosis de AIB (1.25 ml/l, 2.5 ml/l y 3.75 ml/l) frente al testigo sin aplicación de esta auxina de donde se desprende que los cormos de plátano aplicados con AIB en dosis 2.5 ml/l y 3.75 ml/l no difieren estadísticamente aunque existe una tendencia a un mayor peso fresco de raíces utilizando la dosis más alta, en cambio la dosis más baja de AIB 1.25 ml/l y el testigo, producen plántulas con menor peso fresco de raíces y tienen un comportamiento similar.



**Figura 7.** Promedio de peso fresco de raíces en g por dosis de AIB

Al proceder las raíces del corno tratado con AIB se concluye que influye que esta auxina sintética influye directamente en la producción de raíces cuando se aplica en dosis adecuadas y bajo condiciones óptimas para el desarrollo en vivero. Martínez (1998) al referirse a las raíces de las especies del genero *musa* menciona que se originan en el cambium del corno, formando grupos de 3 o 4, crecen horizontalmente y muy cerca de la superficie del suelo. Así mismo Puma (2010) en la investigación sobre el “efecto del Ácido Indol Butírico - AIB, en el enraizamiento de estacas de ruda (*Ruta graveolens* L.) bajo condiciones de invernadero e intemperie” concluye que AIB como hormona de enraizamiento tiene mejor resultado a dosis de 800 ppm para un rápido proceso de enraizamiento, siendo muy recomendable el uso de esta hormona artificial AIB.

#### 5.2.4. Peso seco de raíces en hijuelos de plátano

Del análisis de varianza (Tabla 16), con 95 % de confianza se concluye que la dosis de AIB suministrado a los cormos reproductivos de plátano influye ( $0.0003 < 0.05$ ) en el peso seco de raíces, es decir que el peso difiere según la dosis de AIB utilizada.

**Tabla 16.** ANOVA para peso seco de raíces por dosis de AIB

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Dosis	34.7789	3	11.593	11.53	0.0003
Error	16.0804	16	1.00503		
Total	50.8593	19			

La prueba de rangos múltiples para el peso seco de raíces de plántulas tratadas con AIB (Tabla 17) muestran que las medias de los pesos secos de raíces provenientes de cormos tratados con AIB y el testigo sin AIB se comportan como grupos homogéneos que varían entre 5.44 g cuando los cormos fueron tratados con una solución de 2.5 ml/l hasta 2.272 g en caso del testigo sin tratamiento.

**Tabla 17.** Prueba de rangos múltiples para peso seco de raíces por dosis de AIB

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Dosis	Casos	Media	Grupos Homogéneos
Testigo	5	2.272	X
1.25 ml/L	5	2.464	X
3.75 ml/L	5	4.32	X
2.5 ml/L	5	5.44	X

La tabla 18, de contraste de medias para el peso seco de raíces por dosis, muestra que la dosis de AIB de 2.5 ml/l y 3.75 ml/l generan un peso similar y que es superior al peso generado con la aplicación de la dosis de 2.5 ml/l y el Testigo, estableciendo como el rango  $\pm 1.81484$  como el límite que separa los promedios de los pesos.

**Tabla 18.** Contraste de medias para peso seco de raíces por dosis de AIB

<b>Contraste</b>	<b>Sig.</b>	<b>Diferencia</b>	<b>+/- Límites</b>
1.25 ml/l - 2.5 ml/l	*	-2.976	1.81484
1.25 ml/l - 3.75 ml/l	*	-1.856	1.81484
1.25 ml/l - Testigo		0.192	1.81484
2.5 ml/l - 3.75 ml/l		1.12	1.81484
2.5 ml/l - Testigo	*	3.168	1.81484
3.75 ml/l - Testigo	*	2.048	1.81484

\* indica diferencia significativa.

La tabla 19, presenta los cálculos de las medias para el peso seco de raíces por plántula por efecto de la dosis de AIB aplicada y los intervalos de confianza al 95.0 % mostrando el error estándar y los límites inferior y superior de los pesos de raíz por planta para los tratamientos en estudio demostrando lo siguiente:

El peso seco de raíces por plántula sin ninguna dosis de AIB (testigo) alcanza un promedio de 2.272 g y fluctúa en el 95 % de los casos entre 1.36458 a 3.17942.

Con la aplicación de AIB a la dosis de 1.25 ml/l el peso seco de raíces promedio de la planta es de 2.464 g y fluctúa en el 95 % de los casos entre 1.55658 a 3.37142.

Aplicando la dosis de 2.5 ml/l de AIB el peso seco de raíces promedio de la planta alcanza 5.44 g y fluctúa en el 95 % de los casos entre 4.53258 a 6.34742.

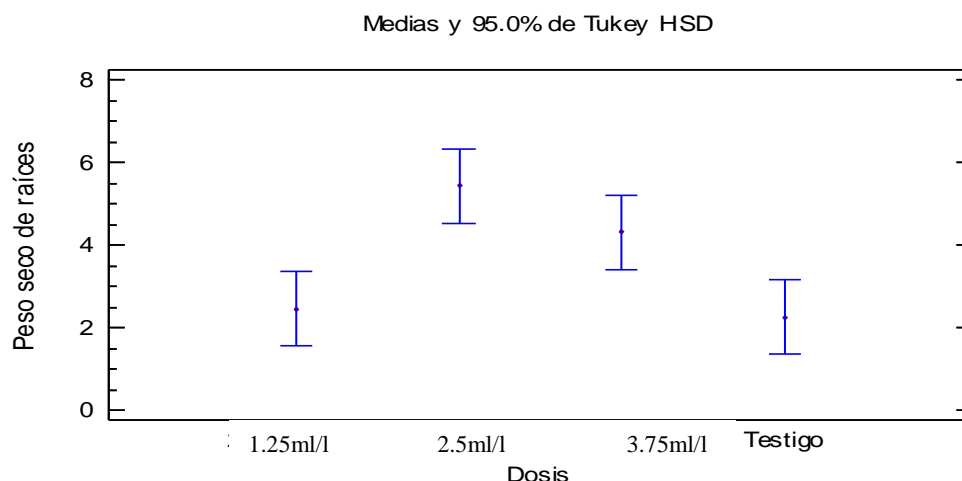
Con la dosis de 3.75 ml/l de AIB el peso seco de raíces promedio de la plántula alcanza un promedio de 4.32 g y fluctúa en el 95 % de los casos entre 3.41258 a 5.22742.

**Tabla 19.** Medias para peso seco de raíces por dosis con intervalos de confianza del 95.0%

<b>Dosis</b>	<b>Casos</b>	<b>Media</b>	<b>Error Est.</b>	<b>Límite Inferior</b>	<b>Límite Superior</b>
1.25 ml/l	5	2.464	0.448336	1.55658	3.37142
2.5 ml/l	5	5.44	0.448336	4.53258	6.34742
3.75 ml/l	5	4.32	0.448336	3.41258	5.22742
Testigo	5	2.272	0.448336	1.36458	3.17942
Total	20	3.624			

La figura 8 muestra los rangos de peso seco de raíces de plántulas de plátano alcanzados por efecto de la aplicación de las tres dosis de AIB (1.25 ml/l, 2.5 ml/l y 3.75 ml/l), frente al testigo sin aplicación de esta auxina, de donde se desprende que los cormos de plátano aplicados con AIB en

dosís 2.5 ml/l y 3.75 ml/l no difieren estadísticamente aunque existe una tendencia a un mayor peso seco de raíces de plántulas utilizando la dosis de 2.5 ml/l, en cambio la dosis más baja de AIB 1.25 ml/l y el testigo producen las plántulas con menor peso seco de raíces y tienen un comportamiento similar.



**Figura 8.** Promedio de peso seco de raíces en g por dosis de AIB

Según la tabla 20, donde se observa variaciones es en la evaluación de los pesos fresco y secos de raíces por efecto del uso de diferentes dosis de AIB, se puede inferir la superioridad del tratamiento de 2.5 ml/l de AIB para la producción de raíces.

**Tabla 20.** Evaluación de pesos a efecto de dosis de AIB

Dosis	promedio peso fresco de raíces (g)	promedio peso seco de raíces (g)
2.5 ml/L	10.4	5.44
3.75 ml/L	10.0	4.32
1.25 ml/L	5.62	2.464
testigo (sin enraizador)	4.86	2.272

Al respecto Weaver (1990) menciona que los reguladores del crecimiento pueden modificar tanto el tipo de raíces como el número en que se produzcan. El IBA produce un sistema de raíces fuertes y fibrosas, además tiene la capacidad de incrementar el índice de prolongación de los coleóptilos y tallos, influye también en otros procesos fisiológicos.



Al hacer la aplicación diferencial en dosis de AIB como señala la posología pre establecida de la auxina utilizada de 250 ml en 200 litros de agua de ROOT HOR, recomendado para hortalizas, resulto mayor peso de raíces por plántula, mas no resulto así con una mayor dosis a la recomendada en las instrucciones del producto, en consecuencia es posible concluir que esta auxina tiene un efecto similar en plantas herbáceas además, el mismo Weaver (1990) señala que a mayor concentración de auxina este se comporta como un inhibidor, lo cual es concurrente con los resultados del presente estudio.

### 5.3. TIEMPO DE PRODUCCIÓN DE HIJUELOS

**Tabla 21.** Tiempo de producción de hijuelos en vivero

<b>Periodo de manejo de hijuelos en vivero para 1 hectárea</b>	
<b>Actividad</b>	<b>Días</b>
cosecha de cormos y división	8
elaboración y tratamiento de cormos para el embolsado	8
instalación de los embolsados en vivero	6
extracción de hijuelos del vivero a campo	60
<b>Tiempo Total</b>	<b>82</b>

<b>Periodo de tiempo a la cosecha</b>	<b>Meses</b>
Vivero	3
primera cosecha	10 a 12
segunda cosecha	17 a 19
tercera cosecha	22 a 24

<b>Rendimiento respecto al tiempo</b>	<b>Racimos</b>
10 a 12 meses	1667
17 a 19 meses	1667
22 a 24 meses	1667
producción total/racimos/ha	5001

La primera cosecha oscila de 10 a 12 meses después de la instalación en campo definitivo, cuando los hijuelos previamente fueron manejados en vivero por un periodo aproximado de 3 meses.

La siguiente cosecha es posible luego de 7 a 8 meses inmediatamente después de la primera cosecha y la tercera cosecha será entre 5 a 6 meses después de la segunda.

El tiempo de producción de los hijuelos para fines de la presente investigación fue de 62 días incluyendo los días de cosecha de cormos en el campo, para la respectiva división y embolsado e instalación en vivero, pero para fines de cálculo de producción de plántulas para abastecer de plantas para 1 hectárea será de 82 días aproximadamente; el periodo excedente es debido a que se requiere mayor tiempo en el periodo de selección de cormos e instalación por la cantidad de material vegetativo a procesar que es variable según la intensidad de mano de obra.

Según la bibliografía revisada se estima que el tiempo requerido con el método de propagación por división de cormos es de 40 a 45 días para la siembra en campo (Martínez et al. 2002).

## 5.4. COSTO DE PRODUCCIÓN DE HIJUELOS

**Tabla 22.** Costo de producción de hijuelos en vivero para una hectárea de cultivo de plátano

CONCEPTO	UNIDAD	CANTIDAD	COSTO UNIT. S/.	TOTAL
<b>A. Preparación de vivero</b>				<b>210.00</b>
Limpieza	Jornal	2	35.00	70.00
remoción de suelo	Jornal	2	35.00	70.00
preparación de sustrato	Jornal	2	35.00	70.00
<b>B. Embolsado</b>				<b>140.00</b>
Trozado	Jornal	2	35.00	70.00
Embolsado	Jornal	2	35.00	70.00
<b>C. Selección y cosecha de cormos</b>				<b>175.00</b>
cosecha de cormos	Jornal	3	35.00	105.00
lavado y desinfección	Jornal	2	35.00	70.00
<b>D. Manejo de plantas en vivero</b>				<b>1800.00</b>
Riego	Jornal	60	30.00	1800.00
<b>E. Materiales</b>				<b>169.50</b>
Bolsas	Ciento	17	6.00	102.00
Insecticida	Kilo	0.5	20.00	10.00
Cicatrizante	Kilo	1	15.00	15.00
Enraizador	Litro	0.5	85.00	42.50
<b>SUMA (A+B+C+D+E)</b>				2494.50
<b>F. IMPREVISTOS (5%)</b>				124.70
<b>COSTO TOTAL</b>				2619.20
<b>COSTO POR HIJUELO</b>				1.60

Los costos estimados son para la obtención de hijuelos en una cantidad suficiente para una hectárea de cultivo a instalar, con un distanciamiento de 3 m x 2 m entre surcos y entre plantas respectivamente, que totaliza a 1667 plantas/hectárea.

El área que se requiere para la producción de esta cantidad de semilla es de 150 metros cuadrados. Según análisis de costos de producción de hijuelos con la técnica de propagación por división de cormos resulta en soles a s/. 1.60 y puede oscilar hasta s/. 2.00 por unidad de plántula embolsada apta para campo definitivo, según Martínez et al. (2002) señalan que es evidente que la propagación comercial de las musáceas obedece sólo a métodos asexuales, existiendo sistemas o técnicas que varían esencialmente de acuerdo con el tipo y disposición de infraestructura, costos y capacitación técnica necesaria.

En la zona de Kepashiato se comercializan hijuelos extraídos directamente de campo cuyo costo en el mercado en soles es de s/. 5.00 hasta s/. 10.00 por unidad, dependiendo del tamaño y la cantidad.

**a) Análisis de costo/beneficio**

- Si se vende la unidad de plantón al precio de 1.60 que es el costo de producción por planta, el índice de rentabilidad es de 101.83 %, siguiendo los costos estimados y la producción de hijuelos incluidos en la tabla 22.

<b>COSTO TOTAL</b>	=	<b>2619.2</b>
Costo directo + costo indirecto		
<b>INGRESO TOTAL</b>	=	<b>2667.2</b>
Precio de plantones x rendimiento	=	1.60 x 1667
<b>BENEFICIO COSTO</b>	=	<b>1.02</b>
Ingreso total/costo total	=	2667.2 / 2519.2
<b>INDICE DE RENTABILIDAD</b>	=	<b>101.83%</b>
Beneficio costo x 100	=	1.02 x 100

- En cambio sí se vende cada plantón al precio de 5.00 que es el costo en el mercado tradicional de la zona, el índice de rentabilidad se eleva a 318.23 %.

Costo total	=	2619.2
Ingreso total	=	8335.0
Beneficio costo	=	3.18
Índice de rentabilidad	=	318.23 %

Según Kafka (1988) cuando la relación beneficio costo es negativo o menor a uno, indica que los ingresos son menores que los egresos lo cual permite deducir que el beneficio costo es negativo, cuando el beneficio costo es mayor a uno el proyecto es rentable, consecuentemente, se concluye que la propagación asexual de plátano en vivero con el método de propagación por división de cormos y el uso de auxina es rentable.

## CONCLUSIONES

Luego de la conducción del experimento y los análisis correspondientes se concluyó lo siguiente:

1. En la propagación por división de cormos para el cultivo de plátano bellaco existe una respuesta positiva incrementando el regulador de crecimiento Ácido Indol Butírico (AIB), estableciendo que la dosis de 2.5 ml/l produce un mayor enraizamiento con un peso fresco de raíces de 10.4 g por plántula y 5.44 g de peso seco que trasciende con efectos relativamente positivos en la altura y el número de hojas por plántula.
2. El tiempo de obtención de hijuelos por el método de propagación utilizando el método de división de cormos es de 63 días, tiempo variable de acuerdo a la edad de las yemas en dormancia escogidas e igualmente variable de acuerdo a la cantidad de hijuelos a procesar, alcanzando a un estimado de 82 días para una hectárea dependiendo de la intensidad de mano de obra utilizada.
3. Para las condiciones agroclimáticas de la Ceja de Selva como el valle de La Convención se establece como una alternativa tecnológica, la propagación de hijuelos de plátano por división de cormos, que demuestra ser rentable por su costo variable entre s/. 1.6 a s/. 2.0 soles por hijuelo producido, considerado como un precio accesible frente al costo actual de hijuelos producidos en chacras tradicionales cuyo costo es de 5 a 10 soles por unidad.

## RECOMENDACIONES

1. Realizar transferencia tecnológica sobre los beneficios de la aplicación del método de propagación por división de cormos a nivel de los fruticultores de la zona de Kepashiato, distrito de Echarate, por ser una alternativa de propagación rápida y masiva, pudiendo ser aplicada en cormos provenientes de plantas jóvenes o recién cosechadas.
2. Se recomienda la aplicación del enraizante AIB como estimulante del sistema radicular de uso práctico para la producción de raíces fuertes y fibrosas recomendados para la propagación vegetativa como es el caso del plátano.
3. Realizar investigaciones posteriores que permitan comparar el rendimiento del cultivo del plátano bellaco utilizando el método de propagación por división de cormos y AIB con la forma tradicional, uso de diferentes sustratos en la etapa de vivero, épocas optimas de propagación vegetativa, efectos en el desarrollo fisiológico del cultivo.
4. Efectuar ensayos utilizando el enraizador en base a AIB en otros cultivares comerciales de la zona.

## BIBLIOGRAFIA

- ADELAJA, B. 1995.** Técnica de multiplicación rápida en la explotación de bananos y plátanos. *Musafrica* 12 (8): 6.
- AGROBETA. 2002.** Fitohormonas orgánicas, Consultado el 21 de enero del 2013. Disponible en [www.agrobeta.com/agrobetablog/tag/fitohormonas-organicas](http://www.agrobeta.com/agrobetablog/tag/fitohormonas-organicas). 1 p.
- AGUILAR, J. 1980.** Aspectos económicos del cultivo de papaya (*Carica papaya* L). *Agronomía costarricense*. 145. P.
- BELALCAZAR, S. 1991.** El cultivo del plátano en el trópico. Manual de asistencia técnica # 50. Bogotá. INIBAP/CIID/ICA/Feder. Nac. de Cafeteros de Colombia. 376 p.
- COMERCIAL ANDINA INDUSTRIAL S.A.C. 2013.** Reguladores de crecimiento, ROOT-HOR®, Bioregulador - agrícola, Lima. Perú. Disponible en [www.grupoandina.com.pe](http://www.grupoandina.com.pe). 1 p.
- COTO, J. 2009.** Guía para multiplicación rápida de cormos de plátano y banano 2a ed., FHIA, La Lima, Cortés, Honduras, C.A.: 9 p. Disponible en: [fhia@fhia.org.hn](mailto:fhia@fhia.org.hn), [www.fhia.org.hn](http://www.fhia.org.hn).
- COSCIA, A. 1998.** Comercialización de productos agropecuarios, primera edición, editorial hemisferio sur S.A. – Buenos Aires - Argentina. 506 p.
- CRONQUIST, J. 1983.** And Integrated System of classification of flowering plants. París. 20 p.
- FIGUEROA, R. Y WILSON, G. 1992.** Manual, El cultivo del plátano en el Perú Ediciones Fundeagro. Lima - Perú. 60 p.
- GALÁN, V. 1992.** Los frutales tropicales en los subtropicos II. Plátano (Banano). Ediciones Mundi Prensa Castello, Madrid. 300 p.

- GARCÍA, M. 2002.** Guía técnica “Cultivo de maracuyá amarillo”. Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal. 110 p.
- GRISALES, F. 1994.** Técnica rápida de multiplicación de plátano en Colombia. INFOMUSA (FR) 3(2):7.
- HADDAD, G.; HADDAD, O.; RODRÍGUEZ, H.; PARGAS, R.; MANZANILLA, E. Y MUÑOZ, D. 1994.** Multiplicación del plátano 'Hartón enano' mediante secciones de cormos. In Congreso Nacional de Fruticultura, Resúmenes. Maracay. 56 p.
- HARTMANN, H Y KESTER, D. 1995.** Propagación de plantas. Principios y prácticas. Cuarta edición Continental. México. 760 p.
- HOLDRIDGE, R. 1967.** Life Zone Ecology. Tropical Science Center. San José, Costa Rica. (Traducción del inglés por Humberto Jiménez Saa: «Ecología Basada en Zonas de Vida», 1a. ed. San José, Costa Rica: IICA, 1982). 70 p.
- HURTADO, J. 2003.** Elementos para la planificación agropecuaria de los andes peruanos editorial instituto de investigación universidad y región – IIUR Cusco - Perú. 586 p.
- INIA - INSTITUTO DE INVESTIGACIÓN AGRARIA. 2002.** Proyecto plátano y banano. Disponible en: [www.inia.gob.pe/platano/resumen.htm](http://www.inia.gob.pe/platano/resumen.htm). 1 p.
- INIFAP - CENTRO DE INVESTIGACIÓN REGIONAL DEL PACIFICO CENTRO. 2003.** Producción y Manejo de Plantas de Plátano Propagadas Mediante las Técnicas de Cultivo de Tejidos Vegetales, Colima, México. 50 p.
- INTA. 1967.** Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. Yuto – Jujuy – Argentina. Disponible en: [mfagiani@correo.inta.gov.ar](mailto:mfagiani@correo.inta.gov.ar). 30 p.
- KAFKA, F. 1988.** Teoría Económica e proyectos. Barcelona: Ediciones Norman S.A. 50 p.
- LEÓN, J. 1987.** Botánica de los Cultivos Tropicales Editorial IICA. San José – Costa Rica. 70 p.



- MARTÍNEZ, G.; TREMONT, O. y HERNANDEZ, J. 2002.** Manual Técnico para la Propagación de Musáceas, CENIAP/INIA, Maracay, UNEFM, Facultad de Agronomía, Coro, INIA/CIAE Yaracuy, San Felipe. 99 p. gmartinez@inia.gov.ve.
- MARTÍNEZ, A. 1998.** El cultivo del plátano en los llanos orientales. Manual instruccional No. 01. Convenio CORPOICA - PRONATTA, regional 8 Villavicencio Meta, Colombia. 56 p.
- MÉNDEZ, C Y PÉREZ, E. 2002.** Ensayo de marcos de platanera en Alcalá (Guía de Isora). Servicio de Agricultura del Excmo. Cabildo Insular de Tenerife. 36 p.
- MINAG - MINISTERIO DE AGRICULTURA. 2012.** Oficina de Información Agraria - OIA – DRAC del MINAG.
- MORA, B. 2010.** Métodos de producción rápida de hijuelos de Banano FHIA 23 en Echarate – La Convención, Tesis Ing. Agrónomo, Facultad de Ciencias Agrarias Tropicales - UNSAAC, cusco, Perú. 90 p.
- MDE - MUNICIPALIDAD DISTRITAL DE ECHARATE. 2010.** Proyecto de inversión pública, proyecto plátano y banano. 400 p.
- OOCITIES.ORG. 2013.** Auxinas Consultado el 21 de enero del 2013. Disponible en: [www.oocities.org/es/hormonasvegetales/auxinas.htm.tmp](http://www.oocities.org/es/hormonasvegetales/auxinas.htm.tmp) 1 p.
- PÉREZ, L, 1996.** Manual para el manejo integrado de la sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis*) y sigatoka amarilla (*Mycosphaerella musicola*) en banano y plátano. Proyecto FAO - Ministerio de la Agricultura TCP/CUB/4454. 56 p
- PUMA, G. 2010.** Efecto del Ácido Indol Butírico en el enraizamiento de estacas de ruda (*Ruta graveolens* L.) bajo condiciones de invernadero e intemperie, Tesis Ing. Agrónomo Facultad de Ciencias Agrarias - UNA, Puno – Perú. 35 p.
- ROJAS, J. C. 2006.** Producción integrada del banano orgánico, INIA, Perú. 40 p. jrojas@inia.gob.pe.

- SANDOVAL, J.; BRENES, G. y PÉREZ, L. 1991.** Micro propagación de plátano y banano en el CATIE. Turrialba, Costa Rica, CATIE. 186 p. (Serie Técnica. Informe técnico 22).
- SIMMONDS, W. 1973.** Los plátanos. Edit. Blume Barcelona, España 45 p.
- SITUN, M. 1996.** Guía para el análisis económico de resultados experimentales. Boletín Informativo guía n° 2:1-12.
- TICONA, I. 1996.** Influencia del tamaño de hijuelo en la propagación de plátanos variedad morado, UNA, Dirección Universitaria de Investigación, Facultad de Ciencias Agrarias, Puno – Perú. 56 p.
- TOSI, A. 1997.** An ecological model for the prediction of carbon offsets by terrestrial biota. Occasional Papers, N° 17. Tropical Science Center, San José. 90 p.
- UNALM. 2013.** Propagación asexual Consultado el 21 de enero del 2013. Disponible en: <http://www.lamolina.edu.pe>. 1 p.
- USAID-RED. 2007.** Siembra y manejo de viveros de plátano, boletín técnico de producción - FHIA, La Lima, Cortes, Honduras. 32 p. Disponible en [www.usaid-red.org](http://www.usaid-red.org) - [www.fintrac.com](http://www.fintrac.com).
- VÁSQUEZ, A. 2009.** Propagación Vegetativa de Caoba mediante enraizamiento de estaquillas juveniles en Cámaras de Sub irrigación en Pucallpa – Perú. Tesis Ing. Forestal, Facultad de Ciencias Forestales, Universidad Nacional de la Amazonia Peruana, Iquitos - Perú. 25 p.
- WEAVER, J. 1990.** Reguladores de crecimiento de las plantas en la agricultura, Séptima reimpresión, editorial Trillas, México. 150 p.
- <http://es.wikipedia.org>.** Concepto de botánica: ontogenia 1p.

# ANEXOS

**Tabla 23. Análisis de suelo**

<b>UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO</b>							
• <b>APARTADO POSTAL</b> N° 921 - Cusco - Perú		• <b>CIUDAD UNIVERSITARIA</b> Av. De la Cultura N° 733 - Teléfonos: 228661 - 222512 - 232370 - 232375 - 232226		• <b>MUSEO INKA</b> Cuesta del Almirante N° 103 - Teléfono: 237380			
• <b>FAX:</b> 238156 - 238173 - 222512		• <b>CENTRAL TELEFÓNICA:</b> 232398 - 252210 243835 - 243836 - 243837 - 243838		• <b>CENTRO AGRONÓMICO K'AYRA</b> San Jerónimo s/n Cusco - Teléfonos: 277145 - 277246			
• <b>RECTORADO</b> Calle Tigre N° 127 Teléfonos: 222271 - 224891 - 224181 - 254398		• <b>LOCAL CENTRAL</b> Plaza de Armas s/n Teléfonos: 227571 - 225721 - 224015		• <b>COLEGIO "FORTUNATO L. HERRERA"</b> Av. De la Cultura N° 721 "Estadio Universitario" - Teléfono: 227192			

<b>FACULTAD DE AGRONOMIA Y ZOOTECNIA</b> <b>CENTRO DE INVESTIGACION EN SUELOS Y ABONOS (CISA)</b>							
TIPO DE ANALISIS		: FERTILIDAD Y MECANICO DE SUELOS.					
PROCEDENCIA MUESTRA		: POMORENI, KEPASHIATO, ECHARATI, LA CONVENCION-CUSCO.					
INSTITUCION SOLICITANTE		: GUICEL CUTIRE ESPINOZA.					


N°	CLAVE	mmhos/cm C.E.	pH	% M.ORG.	% N.TOTAL	ppm P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>	ppm K <sub>2</sub> O
01	POMORENI	0.26	5.70	4.66	0.23	46.2	40

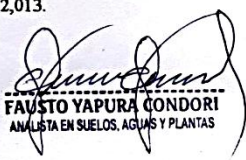
N°	CLAVE	% ARENA	% LIMO	% ARCILLA	CLASE-TEXTURAL
N°	POMORENI	22	35	43	ARCILLOSO

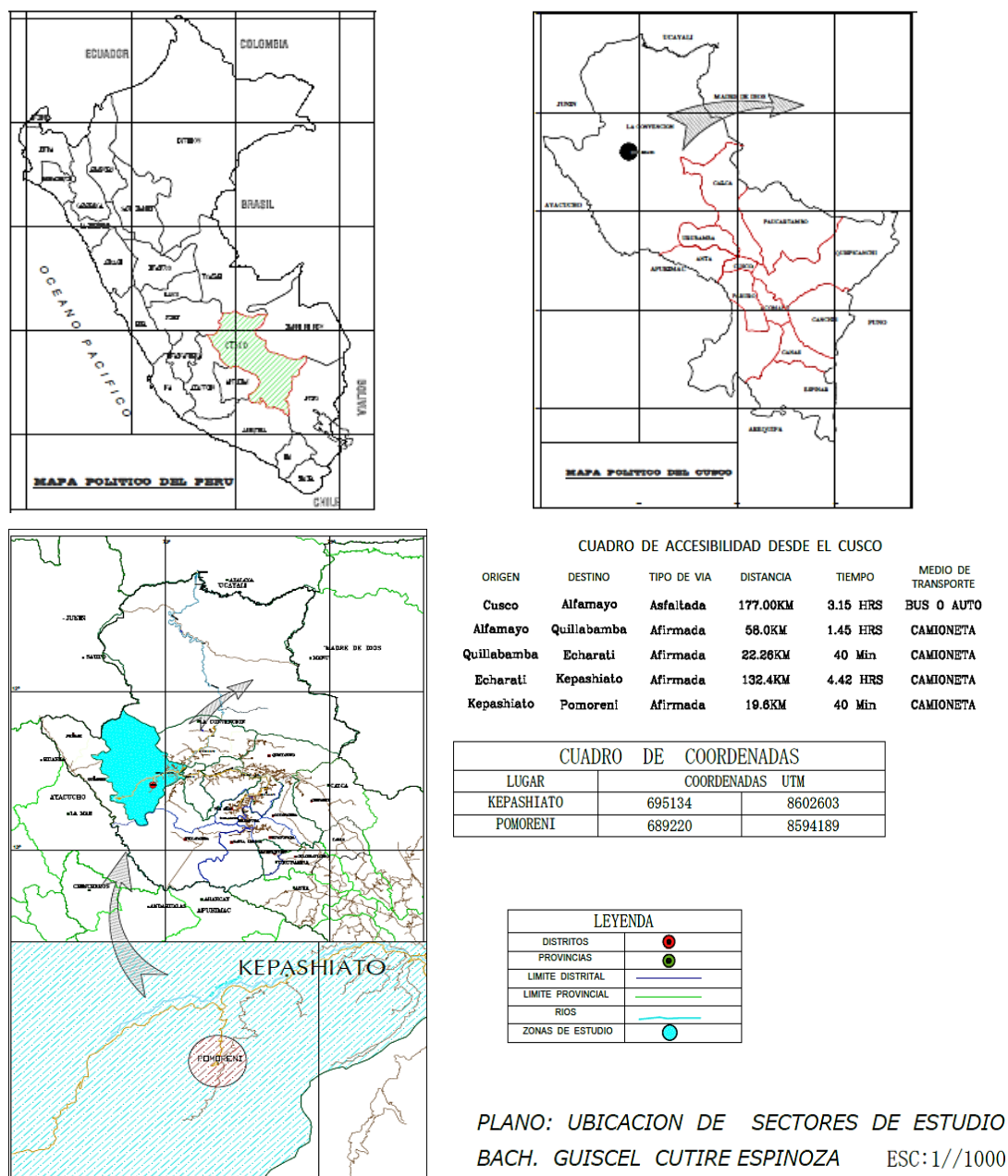
CUSCO-K'AYRA, 05 DE MARZO DEL 2,013.



Ing. Msc. Arcadio Calderón Choquechambi  
COORDINADOR



FAUSTO YAPURA CONDORI  
ANALISTA EN SUELOS, AGUAS Y PLANTAS



**Figura 9.** Ubicación política y geográfica

		0.50	0.15	0.20	0.15	0.20	0.15	0.20	0.15	0.50
0.50										
0.75	0.15	T1R1		T3R3		T1R3		T3R4		
		T3R1		T2R4		T4R2		T2R3		
		T3R4		T3R2		T3R3		T4R1		
		T2R2		T1R2		T2R1		T4R4		
		T3R1		T3R2		T4R3		T1R4		
0.50										

**Figura 10.** Croquis del emplazamiento de tratamientos en el vivero

**Tabla 24.** Datos del registro de campo

<b>dosis</b>	<b>Repeticiones</b>	<b>Tratamiento</b>	<b>Altura de planta</b>	<b>Numero de hojas</b>	<b>Peso fresco de raíces</b>	<b>Peso seco de raíces</b>
(TESTIGO)	1	1	25	3	5	2
(TESTIGO)	2	1	26	3	4.5	2.5
(TESTIGO)	3	1	25	2	4.7	2
(TESTIGO)	4	1	24	2	5	2.41
(TESTIGO)	5	1	26	4	5.1	2.45
1.25 ml/l AIB	1	2	20	3	7	2.5
1.25 ml/l AIB	2	2	26	2	5	2.2
1.25 ml/l AIB	3	2	27	3	5.3	2.56
1.25 ml/l AIB	4	2	26	4	4.8	2.55
1.25 ml/l AIB	5	2	27	5	6	2.51
2.5 ml/l AIB	1	3	28	3	9	3
2.5 ml/l AIB	2	3	28	4	13	8
2.5 ml/l AIB	3	3	29	5	9	6
2.5 ml/l AIB	4	3	29	4	11	5.5
2.5 ml/l AIB	5	3	29	5	10	4.7
3.75 ml/l AIB	1	4	31	4	10	4.6
3.75 ml/l AIB	2	4	29	2	9	3
3.75 ml/l AIB	3	4	32	4	10	4.6
3.75 ml/l AIB	4	4	33	5	11	5
3.75 ml/l AIB	5	4	30	5	10	4.4





**Figura 11.** Plátano bellaco en producción



**Figura 12.** Cosecha de cormos en campo





**Figura 13.** Cormo de planta madre



**Figura 14.** Selección y lavado de cormos



**Figura 15.** Cormo con yemas en dormancia

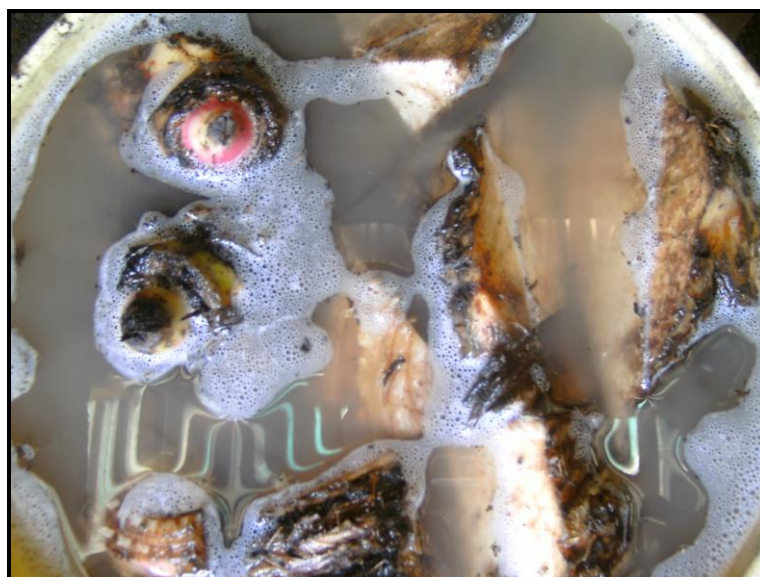


**Figura 16.** División de cormos





**Figura 17.** Pesado de porciones de cormos



**Figura 18.** Inmersión en fungicida



**Figura 19.** Selección y ubicación por tratamiento



**Figura 20.** Dosificación de agua por tratamiento





**Figura 21.** Dosificación de AIB por tratamiento



**Figura 22.** Inmersión de cormos divididos en AIB tratamiento



**Figura 23.** Aplicación de pasta cicatrizante



**Figura 24.** Embolsado de cormos divididos tratados





**Figura 25.** Embolsado



**Figura 26.** Desarrollo de las plantas a los 30 días



**Figura 27.** Desarrollo de las plantas a los 45 días

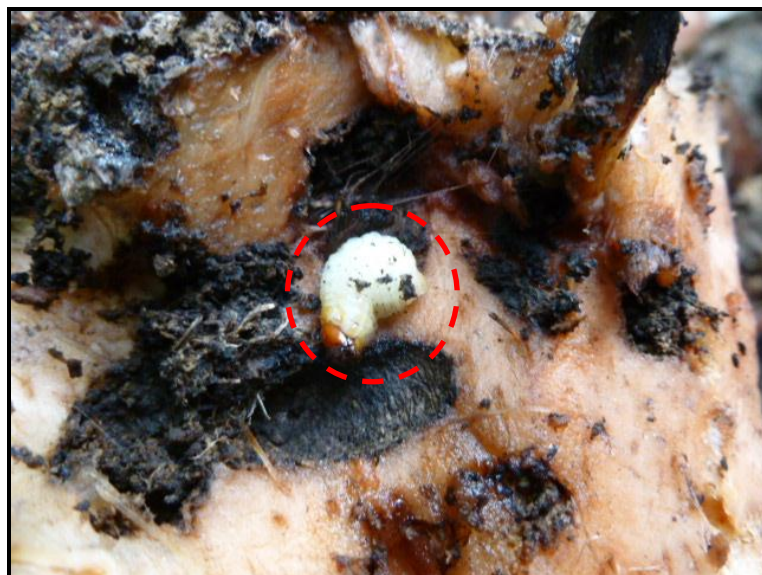


**Figura 28.** Desarrollo de las plantas a los 60 días





**Figura 29.** Cormo dañado por el picudo negro  
*Cosmopolites sordidus* Germ



**Figura 30.** Presencia larva de picudo negro  
*Cosmopolites sordidus* Germ